

Aus dem Zentrum für Klinische Tiermedizin der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München

Arbeit angefertigt unter der Leitung von Herrn Prof. Dr. Rüdiger Korbelt

TONOMETRIE AM VOGELAUGE MITTELS TONOVET® UND  
TONOLAB® IM VERGLEICH ZUM TONOPENXL®

Inaugural-Dissertation  
zur Erlangung der tiermedizinischen Doktorwürde  
der Tierärztlichen Fakultät  
der Ludwig-Maximilians-Universität München

von Gert Henrik Fred Tandler  
aus Bremen  
München 2013

Gedruckt mit Genehmigung der Tierärztlichen Fakultät der Ludwigs-Maximilians-  
Universität München

Dekan: Univ.-Prof. Dr. Joachim Braun

Berichterstatter: Univ.-Prof. Dr. Rüdiger Korbel

Korreferent/en: Univ.-Prof. Dr. Roberto Köstlin

Tag der Promotion: 20. Juli 2013

# INHALTSVERZEICHNIS

Abkürzungsverzeichnis.....	4
1. Einleitung.....	5
2. Literaturübersicht.....	5
2.1 Tonometrie in der Ophthalmologie.....	6
2.2 Der intraokulare Druck (IOD) .....	6
2.3 Verschiedene Methoden zur Ermittlung des IOD im Laufe der Zeit .....	7
2.3.1 Digitale Palpation.....	7
2.3.2 Transpalpebrale Tonometrie .....	8
2.3.3 Manometrie .....	8
2.3.4 Tonometrie .....	9
2.3.4.1 Impressionstonometrie .....	9
2.3.4.2 Applanationstonometrie.....	10
2.3.4.3 Kombinationen aus Applanations-und Impressionsmethoden .....	13
2.3.4.4 Rebound Tonometrie.....	14
2.3.4.5 Dynamische Konturtonometer .....	14
2.3.5 Tonometer in der Veterinärophthalmologie .....	15
2.4 Anatomische Strukturen die den Augeninnendruck beeinflussen .....	16
2.4.1 Vordere Augenkammer .....	16
2.4.2. Hintere Augenkammer.....	16
2.4.3. Kornea.....	17
2.4.4. Kammerwinkel.....	18
2.4.5. Ziliarkörper .....	18
2.4.6 Pekten .....	19
2.5 Die Physiologie des intraokularen Druckes.....	21
2.5.1. Produktion und Regulation des Kammerwassers.....	21
2.5.2 Bestandteile des Kammerwassers .....	22
2.5.3 Wege des Kammerwasser .....	22
2.5.4 Funktionen des Kammerwassers .....	23
2.6 Schwankungen des IOD.....	23
2.6.1 Blutdruck .....	24
2.6.2 Alter .....	25
2.6.3 Zirkadianer Rhythmus .....	25
2.6.4 Kornealer Durchmesser (Central Corneal Thickness, CCT).....	26
2.6.5 Medikamentöse Beeinflussung des IOD.....	26

## INHALTSVERZEICHNIS

2.6.6 Änderung des IOD in Abhängigkeit der Position bzw. Kopfhaltung .....	28
2.6.7 Tonographieeffekt.....	28
2.7. Glaukom.....	29
2.7.1. Definition des Begriffs Glaukom .....	29
2.7.2. Primärglaukom .....	30
2.7.2.1 Systematik der Primärglaukome.....	30
2.7.2.2. Aviäre Primärglaukome .....	31
2.7.3. Sekundärglaukome.....	31
2.7.3.1 Systematik der Sekundärglaukome .....	32
2.7.4 Ätiologie der aviären Sekundärglaukome .....	32
2.7.4.1 Angeborene Sekundärglaukome .....	32
2.7.4.2 Infektiös bedingte Sekundärglaukome.....	33
2.7.4.3 Nichtinfektiös bedingte Sekundärglaukome.....	33
2.7.4.4 Tumorös bedingte Sekundärglaukome.....	34
2.7.5 Lichtinduzierte Glaukome des Vogels .....	34
2.7.5.1 Lichtinduzierte Glaukome des Vogels (LIAG).....	35
2.7.6 Andere lichtinduzierte aviäre Glaukome .....	36
3. Material und Methoden.....	38
3.1. Versuchsplanung .....	38
3.2 Durchführung der Tonometrie .....	38
3.2.2 TonoVet® und TonoLab®.....	39
3.3 Versuchsreihen .....	43
3.4 Probanden .....	43
3.5 Bestimmung der Messgenauigkeit des TonoVet® und TonoLab® im Vergleich zum TonoPen XL® und Ermittlung von Referenzwerte.....	43
3.6 Ermittlungen von Kalibrationskurven für verschiedene Vogelspezies .....	45
3.7 Statistische Auswertung.....	46
4. Ergebnisse.....	48
4.1. Ermittlung von Referenzwerten .....	48
4.2. Vergleich der unterschiedlichen Tonometer und deren Messwerte untereinander.....	52
4.2.1 Hühnervögel (Phasianiformes) .....	52
4.2.2 Entenvögel (Anatiformes) .....	55
4.2.3 Taubenvögel (Columbiformes) .....	57

## INHALTSVERZEICHNIS

4.2.4 Papageienvögel (Psittaciformes) .....	58
4.2.4.1. Aras ssp .....	58
4.2.4.2 Amazonen ssp.....	59
4.2.4.3 Graupapageien.....	60
4.2.4.4 Kakadus ssp.....	62
4.2.4.5 Agarpornis ssp.....	63
4.2.4.6 Nymphensittiche .....	64
4.2.4.7 Wellensittiche .....	65
4.2.5 Falconiformes .....	65
4.2.6 Accipitriformes .....	67
4.2.7 Strigiformes .....	68
4.3 Kalibration des TonoVet®, TonoLab® und TonoPenXL®.....	72
4.3.1 Hühnervögel .....	73
4.3.2 Tauben .....	76
4.3.3 Gänse.....	79
4.3.4 Laufenten .....	82
5. Diskussion .....	86
5.1 Die Reboundtonometer im Vergleich zur Applanationstonometrie.....	86
5.2 Referenzwerte.....	88
5.2.1 TonoVet® im Vergleich zum TonoPenXL® .....	88
5.2.2 TonoLab® im Vergleich zum TonoVet® und TonoPenXL®.....	92
5.3 Kalibration der verschiedenen Tonometer .....	93
6. Zusammenfassung .....	96
7. Summary .....	97
8. Resumen .....	98
9. Literaturverzeichnis .....	99

## Abkürzungsverzeichnis

ad	adult
CH	Corneal Hysteresis (Korneale Hysterese)
CO <sub>2</sub>	Kohlendioxid
CT	Corneal Thickness (Hornhautdicke)
®	eingetragenes Warenzeichen
et al.	et alii (und andere)
G	Gauge
GAT	Goldmann Tonometer
IOD	Augeninnendruck (intraokulärer Druck)
IOD (tono)	tonometrisch bestimmter Augeninnendruck
IOD (mano)	manometrisch bestimmter Augeninnendruck
juv	juvenil
LIAG	Light Induced Avian Glaucoma (Lichtinduziertes Glaukom)
µl	Mikroliter
mmHg	Millimeter-Quecksilbersäule
n	Anzahl der untersuchten Probanden
OD	Oculus dexter (rechtes Auge)
OS	Oculus sinister (linkes Auge)
P	statistische Signifikanz
r <sup>2</sup>	Korrelationskoeffizient
SD	Standard Deviation (Standardabweichung)
SI	Système Internationale d'unités (Internationales Einheitensystem)

## 1 Einleitung

Das Auge als Sinnesorgan hat für die Vögel eine übergeordnete Bedeutung, da sich die Vertreter der Klasse Aves primär optisch orientieren. Daher nimmt die ophthalmologische Untersuchung in der Vogelheilkunde einen besonderen Stellenwert ein. Vor allem nach Traumata kommt es bei Vögeln häufig zu Einblutungen im Auge, welche unbehandelt zu glaukomatösen Zuständen führen können. Obwohl Glaukome beim Vogel äußerst selten auftreten, werden Vögel in der Humanmedizin als Tiermodell bei der Erforschung von Glaukomgeschehen gerne genutzt. Bei Vögeln ist es möglich, experimentell verschiedene Augenerkrankungen, darunter auch Glaukomzustände, beispielsweise durch unterschiedliche Belichtungsprogramme auszulösen. Dies wird in Geflügelhaltung nicht zuletzt auf Grund des Tierschutzes kontrovers diskutiert. Die Tonometrie, also die indirekte Bestimmung des intraokulären Drucks (IOD) ermöglicht es, intraokuläre Druckänderungen, welche z.B. durch eine Uveitis oder ein Glaukomgeschehen hervorgerufen werden, zu diagnostizieren und ist ein fester Bestandteil der routinemäßigen, ophthalmologischen Untersuchung beim Vogel. Bislang wurde der Augeninnendruck bei Vögeln mit dem TonoPenXL®, einem Applanationstonometer bestimmt (BRAUN 1995). Diese Untersuchung wird allerdings durch den Durchmesser der Kornea eingeschränkt und muss des Weiteren in Lokalanästhesie erfolgen. Ein neues Tonometrieverfahren, welches nach dem Reboundprinzip arbeitet, wurde zunächst unter dem Namen Icare® für die Humanmedizin entwickelt (Icare® Finland). Vor ein paar Jahren wurde dieses Tonometer allerdings für den Einsatz in der Veterinärmedizin weiterentwickelt und unter den Namen TonoVet® und TonoLab® auf den Markt gebracht (Ruokonen 2008b).

In der vorliegenden Studie werden diese beiden Reboundtonometer (TonoVet® und TonoLab®) mit einem Applanationstonometer (TonoPenXL®) an gesunden Augen unterschiedlicher Zier-, Zoo-, Wild- und Greifvogelspezies und unterschiedlicher Wirtschaftsgeflügelspezies verglichen. Als Ziel dieser Studie sollen im Ergebnis für eine Vielzahl neuer Vogelspezies IOD-Referenzbereiche für die tägliche, ophthalmologische Routine gewonnen werden. Die Kalibration der verschiedenen Tonometer erfolgt an frisch-toten Vögeln; anhand der gewonnenen Kalibrationskurven sollen die für die Messgenauigkeit und Ergebnisinterpretation relevanten Unterschiede der verschiedenen Tonometer dargestellt werden.

## 2 Literaturübersicht

### 2.1 Tonometrie in der Ophthalmologie

Der Begriff Tonometrie bezeichnet die Messung des intraokulären Druckes (IOD). Der durch die Summe der Flüssigkeitsdrücke im Auge entstandene Druck wird aber noch durch die Rigidität der Bulbushülle, den Druckverhältnissen der Augen-umgebung und in gewissem Maße auch vom Blutdruck beeinflusst. Die Tonometrie misst folglich nicht den tatsächlichen IOD, sondern den Grad der Verformbarkeit der Bulbushülle, die sogenannte Rigidität (FRIEDENWALD 1937) bzw. die Tension (SCHMIDT 1965, WALDE 1982 c) gegenüber dem im Bulbus herrschenden Druck.

### 2.2 Der intraokulare Druck (IOD)

Der IOD entspricht bei normotonen Verhältnissen dem Verhältnis vom Kammerwasserzu- und Kammerwasserabfluss, nach dem „Badewannenprinzip“. Das Kammerwasser wird von den Processus ciliares, den sogenannten Ziliarfortsätzen produziert und fließt in die hintere Augenkammer. Von dort fließt es durch die Pupille in die vordere Augenkammer, gelangt hier in den Kammerwinkel, indem es über den Schlemm-Kanal abtransportiert wird. Für das Hundeauge beträgt die Sekretionsmenge 2,5 µl/min und für die Katze sogar 15 µl/min (GELATT 1991). Die Sekretionsrate des menschlichen Auges liegt bei 2,0 bis 2,75 µl/min (BRUBAKER 1991, DRAEGER et al. 1993, GRÜB und MIELKE 2004). Um eine Konstanz des IOD zu gewährleisten, müssen sowohl die Zuflussrate, als auch die Abfußrate des Kammerwassers gleich bleiben. Über das venöse Gefäßsystem wird das Kammerwasser schließlich in den systemischen Kreislauf abgeleitet, wobei es durch physiologische Schwankungen des venösen Blutdrucks zu einer Beeinträchtigung des Füllungszustand des Auges und des IOD kommt (DRÄGER et al. 1993). Nach dem heutigen Stand der Wissenschaft ist der IOD relativ unabhängig von der Sekretionsrate des Kammerwassers und beruht vielmehr auf einer hormonellen Steuerung (BRUBAKER 1991, GRÜB und MIELKE 2004).

Unter anderem ist der Kammerwasserabfluss der wichtigste Parameter für die Regulation des IOD (SMITH et al. 1986, SAMUELSON, GUM et al. 1989, DE GEEST



## LITERATUR

et al. 1990, GUM 1991, WAGNER 1991, WILCOCK et al. 1991, COOLEY 1992, DENIS et al. 1994). LAVACH (1990) vertritt die Meinung, dass der Kammerwasserabfluss die alleinige Regulation des IOD übernimmt. Mit Hilfe des Ohm'schen Gesetzes lässt sich für den Kammerwasserabfluss herleiten, dass das Kammerminutenvolumen proportional zu der Druckdifferenz zwischen dem Auge und dem Druck der episkleralen Gefäße ist. Beide Größen hängen natürlich wiederum vom Abflusswiderstand des trabekulären Netzwerks und des sich anschliessenden Gefäßsystems ab (DRAEGER et al. 1993).

Der IOD des Menschen beträgt im Mittel  $15,5 \pm 2,72$  mmHg und liegt zwischen 10 mmHg und 21 mmHg (LEYDHECKER 1991, GREHN 2006).

### 2.3 Verschiedene Methoden zur Ermittlung des IOD im Laufe der Zeit

Zur Messung des IOD sind drei Methoden verfügbar, nämlich die Palpation, die Manometrie und die instrumentelle Tonometrie. Bei der instrumentellen Tonometrie zur Ermittlung des IOD wird nach den vier physikalischen Prinzipien, nämlich der Impressions-, der Applanations-, der Contour und der Rebound Tonometrie unterschieden.

**Tabelle 1:** Vergleich von direkten zu indirekten IOD - Messmethoden

Direkte Tonometrie	Indirekte (Instrumentelle) Tonometrie
- Manometrische Tonometrie	- Applanationstonometrie - Impressionstonometrie - Contourtonometrie - Reboundtonometrie

#### 2.3.1 Digitale Palpation

Die Palpation stellt die älteste Methode zur groben Einschätzung der IOD dar. Johann Zacharias Platner (\*1694-1748) erkannte als erster Wissenschaftler, dass ein glaukomatöses Auge härter als ein gesundes Auge ist. Dabei wurde die Kornea des Patientes bei geschlossenem Auge und mit gesenktem Blick durch das obere Augenlid bimanuel palpiert. Durch eine immer wieder vergleichende palpatorische Bewertung des IOD ist es dem Untersucher in gewissem Masse möglich, seinen

## LITERATUR

Tastsinn zu „kalibrieren“. 1862 schlug Bowmann eine Klassifikation der verschiedenen Drücke in 9 Kategorien vor, ausgehend vom niedrigsten Druck (-T3) bis zum höchsten (Maximal-) Druck (T3) (BOWMANN 1862). Dieses Verfahren galt als erste quantitative Untersuchung zur Bewertung von Druckunterschieden.. Die Palpation der Kornea ermöglicht also eine erste, allerdings ungenaue Aussage über den gegenwärtigen IOD. Unvermeidbare Fehler, die bei dieser Methode auftreten, sollen durch instrumentelle Methoden, welche eine objektivere Beurteilung zulassen, vermieden werden (WALDE 1982c).

### **2.3.2 Transpalpebrale Tonometrie**

Transpalpebrale Tonometer wurden 2003 entwickelt, um den IOD durch die Augenlider hindurch zu messen. Diese tragbaren Tonometer messen die elastische Reaktion des Bulbus, welche durch eine bekannte Kraft, die durch das obere Augenlid auf diesen ausgeübt wird. Die Funktionsweise dieser tragbaren Tonometer basiert auf der Beschleunigung eines frei fallenden Stäbchens nach Interaktion mit der elastischen Augenoberfläche (NESTEROV, PILETSKII, PILETSKII 2003) und wird in der Humanmedizin zur Selbsttonometrie eingesetzt.

### **2.3.3 Manometrie**

Die Manometrie stellt eine invasive Technik dar, durch die der IOD direkt und präzise bestimmt werden kann. Hierbei wird der Messfühler eines Manometers über eine Parazentese in der vorderen Augenkammer platziert. Der Augeninnendruck wird nun über ein flüssigkeitsgefülltes Röhrensystem, welches an einem Manometer angeschlossen ist, abgeleitet und gemessen. Durch die invasive Technik ist eine Verletzungs- bzw. Infektionsgefahr äußerst groß. Daneben ist bei der Durchführung einer Parazentese das Risiko eines Verlustes von Flüssigkeit groß, was zu Messungenauigkeiten führen würde. Dementsprechend ist dieses Verfahren für den routinemäßigen Einsatz nicht praktikabel, sondern dient in erster Regel der Kalibration unterschiedlicher Tonometrieverfahren (SLATTER 1990, DRAEGER et al. 1993, MICHAU 2005). Dieses dargestellte Verfahren der Manometrie wird im Abschnitt 3 Material und Methoden ausführlich erläutert, da es einen Teil der praktischen Arbeit dieser Dissertation ausmacht.

### 2.3.4 Tonometrie

Tonometer sind Instrumente, durch die eine objektive Beurteilung des IOD ermöglicht wird. Ihr Ziel ist es, den genauen IOD zu messen, ohne die Hornhaut mehr als nötig zu beeinflussen. Der Druck im Auge wird durch die Produktion und den Abfluss des Kammerwassers über das korneosklerale Geflecht aufrechterhalten. Der Druck, der das Resultat dieser Homöostase ist, verteilt sich gleichmäßig im gesamten Auge (Prinzip von Blaise Pascal 1623-1662). Nichts desto trotz stellt die Kornea die einzige Struktur im Auge dar, welche als Zugangspunkt für eine externe Tonometrie in Frage kommt. Praktisch werden dabei direkt aus der Messung eines Widerstandes gegen eine Deformation der Kornea Rückschlüsse über den herrschenden IOD gezogen. Das Messergebnis repräsentiert also das Ausmaß der Bulbusverformung.

#### 2.3.4.1 Impressionstonometrie

Das Kernprinzip dieser Technik besteht darin, dass eine bekannte Kraft ein mit Gas oder Flüssigkeit gefülltes Objekt eindrückt und den Widerstand misst, der dieser Kraft entgegenwirkt. Für die Bestimmung des IOD mittels Impressionstonometrie stehen zwei unterschiedliche Verfahren zur Verfügung. Beim Ausschlagverfahren stellt die Einsinktiefe eines mit einer definierten Kraft belasteten Stempels in die Kornea das Maß des IOD dar. Die aufgebrachte Kraft muss dabei größer, als die ihr entgegenwirkende Kraft des Augeninnendrucks sein. Durch das Einsinken des Stempels in die Kornea wird im Auge ein Gegendruck erzeugt, der bei einem definierten Gewicht im Zusammenspiel mit dem IOD den Stempel an einem weiteren Einsinken hindert. Der Gegendruck entsteht aus dem durch das Einsinken des Stempels verdrängten Flüssigkeitsvolumen im Auge, aus der Adhäsionskraft der Tränenflüssigkeit, welche ebenfalls auf den Stempel wirkt und aus einer aus dem Auge hinausreichender Kraft, die durch die Eindellung der Hornhaut zustande kommt (Rigidität). Die Rigidität, die den größten Gegendruck ausmacht, wird durch die Dehnung des verdrängten Flüssigkeitsvolumens noch verstärkt. Je kleiner das Auge, desto höher die Rigidität (GELATT 1991). Diese Faktoren, vor allem die Eigensteifigkeit der Kornea und der Bulbushüllen (Rigidität) müssen bei der Impressionstonometrie beachtet werden, da sie ansonsten zu verfälschten Messergebnissen führen können (SCHMIDT 1965). ALBRECHT VON GRAEFE entwickelte 1862 das erste Impressionstonometer, mit

## LITERATUR

dem der Augeninnendruck durch die Lider am sitzenden Patienten gemessen werden sollte (zitiert von Leydecker 1973). In den darauf folgenden Jahren wurden auf dieser Basis verschiedene Tonometer entwickelt, die am Patienten angewandt wurden (LAYERAT 1885, SMITH 1887 und NICATI 1888).

1905 entwickelte Hjalmar Schiøtz auf derselben Grundlage ein Tonometer, welches auf Grund seiner Einfachheit, Verlässlichkeit und Genauigkeit das bekannteste Druckmessgerät dieses Verfahrens wurde, und welches noch heute verwendet wird (SCHIOTZ 1905). 1937 wurde das Schiøtz-Tonometer erstmalig in der Veterinär Ophthalmologie eingesetzt.

Beim Kompensationsverfahren wird der IOD durch den erforderlichen Druck bestimmt, der für eine definierte Eindellung der Hornhaut benötigt wird. Das Hamer- und das Baillart-Tonometer, wie auch das Tonometer nach Steinberg (SCHMIDT 1965, SLATTER 1990, DRAEGER et al. 1993) sind Tonometer, die unter anderem auf diesem Prinzip beruhen. Mit dem Baillart Tonometer wurden 1930 von DEMONT die ersten tonometrischen Messungen am Hundeauge durchgeführt.

In den 60iger Jahren wurden diese mechanisch arbeitenden Tonometer von MAURICE (1958) und MUELLER (1960) elektrifiziert. Die Einführung dieser elektrischen Tonometer bot erstmalig die Möglichkeit, den IOD kontinuierlich zu messen.

### **2.3.4.2 Applanationstonometrie**

WEBER entwickelte 1867 das erste Applanationstonometer. Er ging davon aus, dass es möglich sei, ein Gerät zu entwickeln, welches die Kornea auf einem kleinen Areal abflachen könnte und dass der Grad dieser Abflachung messbar sein würde (WENDT 1925).

Die physikalische Grundlage dieser Methode wurde 1885 und 1887 von Imbert und Fick genauer beschrieben und im Imbert-Fick'schen Gesetz festgehalten. Dieses besagt, dass die Kraft F, die benötigt wird, um die Fläche A einer Kugel abzuplatten, genauso groß ist wie das Produkt aus dem Druck P innerhalb der Kugel und der applanierten Fläche A:

$$F = P \times A$$

## LITERATUR

Das heißt also, dass der Druck innerhalb einer flexiblen Kugel mit dünnen Wänden sehr genau wiedergegeben werden kann, wenn die notwendige Kraft bekannt ist, um ein bestimmtes Areal der Kugel abzuflachen. (IMBERT 1885, FICK 1888).

Infolgedessen kann also entweder die Kraft gemessen werden, die nötig ist, um ein bestimmtes Areal abzuflachen (Kompensationsverfahren), oder aber die Größe eines abgeflachten Areals kann bestimmt werden, welche durch eine festgelegte Kraft entsteht (Ausschlagverfahren).

FICK selbst entwickelte 1888 ein einfaches mechanisches Tonometer, welches auf seiner Theorie basierte.

Die direkte Anwendung von Tonometern am Auge wurde erst durch die Einführung topischer Lokalanästhetika möglich. ALBRECHT VON GRAEFE entwickelte 1862 ein Impressionstonometer, mit dem noch durch die geschlossenen Lider der Augendruck gemessen wurde. Alexander Maklakoff wurde durch die Verfügbarkeit von Lokalanästhetika geholfen. 1885 entwickelte er das erste praxistaugliche Applanationstonometer nach dem Ausschlagverfahren (KRASNIKOV 1984, MAKLAKOFF 1885). Bei seinem Gerät wirkt eine festgelegte und konstante Kraft auf die Hornhaut und applaniert diese. Die Größe der applanierten Fläche entsprach hierbei dem gemessenen Augeninnendruck. Diese Methode misst wiederum nur die Rigidität der Bulbushüllen. Ebenso wie bei der Impressionstonometrie müssen auch hier Faktoren, welche die Messergebnisse verfälschen, berücksichtigt werden. POSNER entwickelte 1965 ein ebenfalls für den klinischen Gebrauch auf demselben Prinzip arbeitendes Tonometer. 1955 führte Hans Goldmann eine neue Form der Applanationstonometrie ein (DRAEGER et al. 1993), die erstmals mit einer variablen Kraft und einer konstanten Deformation der Hornhaut arbeitete und am sitzenden Patienten durchgeführt werden konnte. GOLDMANN u. SCHMIDT erkannten und beschrieben, dass die der Applanation entgegenwirkende Rigiditätskraft der Hornhaut und die anziehend wirkende Kapillarkraft des Tränenfilms von der Größe der Applanationsfläche abhängen (GOLDMANN, SCHMIDT 1961, 1966). Bei einem Durchmesser von etwa 2,5 bis 3,5 mm sollen beide Kräfte im Gleichgewicht sein und sich gegenseitig aufheben. GOLDMANN u. SCHMIDT wählten einen Durchmesser von 3,06 mm, bei dem für die Applanation bei einem Augeninnendruck von 10 mmHg eine Kraft in der Größe der Gewichtskraft von 1 g erforderlich ist (GOLDMANN und SCHMIDT 1957). Das zusätzlich eingeführte Doppelprisma gestattete eine wesentlich genauere Kontrolle der Größe der Applanationsfläche. Diese Maßnahmen

## LITERATUR

steigerten die Zuverlässigkeit der Messung und verringerten die Abhängigkeit von Faktoren, welche die Messergebnisse verfälschen. Goldmann's Applanations-tonometer gilt in der transkornealen Tonometrie weltweit als der „Goldstandard“ bei der Kalibration von neuen Tonometern. Zur Ermittlung des IOD werden zwei gegeneinander versetzte Halbkreise unter Kraftzunahme so weit verschoben, dass sie bei Erreichen der Applanationsfläche von 3,06 mm einen Kreis bilden (DRÄGER et al. 1993). Dazu muss für die Messungen ein Anfärben der Tränenflüssigkeit mit Fluoreszein vorgenommen werden. Leider kann dieses Tonometer nicht ohne eine Spalt-Lampe verwendet werden, ist nicht tragbar und verlangt, dass der Patient sich in einer sitzenden Position befindet. .

DRAEGER (1966) und PERKINS (1965) entwickelten ebenfalls Applanations-tonometer nach dem Goldmannprinzip, die allerdings tragbar, handlicher und batteriebetrieben sind und sowohl in sitzender, als auch in liegender Position angewendet werden konnten.

1973 wurden die ersten kontaktlosen Luftstoß Tonometer (Noncontact Air Puff Tonometer) entwickelt. Basierend auf dem Prinzip von Goldmann wird ein Luftstoß direkt auf die Kornea geleitet. Über mehrere Millisekunden nimmt der Luftstrom gradlinig zu, bis er auf einer bekannten, reproduzierbaren Stelle die Hornhaut abflacht und hier eine Konkavität hervorruft. Der Moment der Applanation (FORBES, PICO, GROLMAN 1973) wird durch einen optischen Sensor registriert; ein Mikrochip errechnet nun aus der Kraft des angewandten Luftstroms und der Größe des abgeflachten Arealen den IOD.

1996 wurde erstmals ein Tonometer in ein Kontaktglas eingebaut (Kontaktglastonometer). Das Kontaktglastonometer ermöglicht neben einer Fundusspiegelung die gleichzeitige Messung des IOD. Die sichtbaren, durch künstliche Variation des Augendruckes bedingten Veränderungen am Augenhintergrund, können nun synchron mit dem gleichzeitig gemessenen Augendruck beobachtet werden. Da das Tonometer auch die Pulskurve kontinuierlich aufzeichnet, kann die Analyse der Pulskurvenform Hinweise auf eine Durchblutungs-pathologie geben. Das Gerät arbeitet nach dem Applanationsprinzip. In der Mitte der Linse des Kontaktglases findet sich eine plane Fläche von 2 mm Durchmesser, der Drucksensor. Bei der Applikation am Auge wird die Hornhaut zentral auf einem Durchmesser von 2 mm applaniert und vom Drucksensor gemessen. Verfälschungen der Druckmessung durch Beugungskräfte der Kornea am

## LITERATUR

Rande der Applanationsfläche werden verhindert, da der periphere Teil der Applanationsfläche nicht drucksensitiv ist. (DEKER, KANNGIESSER, ROBERT 1996).

2005 wurde der Reichert Ocular Response Analyzer zur Messung der kornealen Hysteresis entwickelt. Wie der Noncontact Air Puff Tonometer benutzt der Reichert Response Analyzer die gleichen physikalischen Grundsätze, nämlich einen schnellen Luftimpuls und ein elektro-optisches Messsystem, welches die Deformation der Hornhaut kontrolliert, die durch den Luftstoß verursacht wird (LUCE 2005). Die absorbierte Energie, welche durch die schnelle Deformation der Hornhaut während des Luftimpulses entsteht, verursacht eine Verzögerung in der Ausprägung der Applanation (Hysteresis), was als die viskose Dämpfung des kornealen Gewebes angesehen wird. Im Vergleich zum Noncontact Air Puff Tonometer werden zwei Messungen durchgeführt und zwar zu Beginn und am Ende der Applanation, wenn die Kornea sich in ihre Ausgangsposition zurück bewegt. Bei der Umrechnung des IOD wird der Hysteresiseffekt miteinbezogen.

### **2.3.4.3 Kombinationen aus Applanations-und Impressionsmethoden**

Das Mackay-Marg-Tonometer wurde 1959 vorgestellt und arbeitet ebendalls mit dem Kompensationsverfahren (MACKAY und MARG 1959). Ein Stempel, der sich im Messkopf befindet und von einem Gummiring umgeben ist, misst nach kurzer Berührung der Hornhaut die Kraft, die zur Applanation notwendig war. Die aus der Krafteinwirkung stammende Verschiebung des Stempels wird mit einem Transducer registriert und auf Papier als Tonogramm aufgezeichnet.

Die Druckwerte werden unmittelbar dargestellt. Mehrere Messungen können konsekutiv durchgeführt und gemittelt werden. Der IOD entspricht der Amplitude des Kurvenverlaufs (DRAEGER et al. 1993, DRESCHER 2000). Die Messung kann in jeder Körperposition erfolgen.

Der TonoPenXL® ist eine tragbare, batteriebetriebene Weiterentwicklung des Mackay-Marg Tonometer, der sehr häufig in der Tiermedizin angewendet wurde. Die Spitze dieses Tonometers wird von einer „Ocu-Film“ Schutzhülle umgeben, welche im rechten Winkel ganz leicht die betäubte Kornea touchiert. Durch die Verschiebung des Messkopfes innerhalb der Tonometerspitze kommt es zu einer Spannungsänderung innerhalb des Tonometers. Diese Spannungsänderung wird in

## LITERATUR

ein elektrisches Signal umgewandelt und an einen Single Chip Mikroprozessor weitergeleitet (HESSEMEIER et al. 1988, 1989). Jede Messung verlangt mehrere Applanationen. Der Mikroprozessor ermittelt aus mehreren gültigen Messungen einen Mittelwert, der digital auf dem Display angezeigt wird (DRAEGER et al. 1993). 1969 entwickelten DURHAM et al. den ersten pneumatischen Kurzzeittonometer, welcher von LANGHAM et al. (1976) weiterentwickelt wurde. Dieses Gerät arbeitet mit einer pneumatischen Pumpe. Eine Silikonmembran berührt schonend die betäubte Hornhaut auf einer Applanationsfläche von 5 mm Durchmesser. Um den IOD zu bestimmen, wird die Kraft, die zur Applanation führt, gemessen. Mit diesem Gerät ist eine kontinuierliche IOD-Bestimmung mit 40 Messungen in der Sekunde in Echtzeit möglich.

### **2.3.4.4 Rebound Tonometrie**

Das Prinzip der Rückprall-Tonometrie entwickelte OBBINK 1931. Es handelt sich um ein tragbares ballistisches Gerät, welches aus dem Rückprall eines Gegenstands, der auf die Hornhaut trifft, den IOD misst (DEKKING 1967). DEKKING entwickelte 1967 ein solches Gerät zu Forschungszwecke. Er benutze einen Beschleunigungssensor und eine elektronische Kontaktmethode, um den Aufprall des Prüftips mit der Kornea zu messen. 1997 wurde der Reboundtonometer I-Care® (Tiolat, Helsinki, Finland) in der Veterinär-Ophthalmologie auch als TonoVet® und TonoLab® bekannt, welcher erfolgreich an Mäusen getestet werden konnte (KONTIOLA 1997, KONTIOLA et al. 2001).

### **2.3.4.5 Dynamische Konturtonometer**

Diese Methode der Tonometrie basiert auf einer neuen Technologie der nicht-invasiven, kontinuierlichen und direkten IOD-Messung unabhängig von kornealen oder skleralen Charakteristiken. 2005 zeigten KANNGIESER et al., dass eine Kontouranpassung an die physiologische Struktur der Kornea möglich ist. Durch Aufsetzen eines drucksensiblen Tonometerköpfchens wird die Hornhaut schonend in die Form gebracht, die sie natürlicherweise annimmt, wenn der Druck auf beiden Seiten gleich ist. Zwischen Tonometerköpfchen und Hornhaut entsteht ein Kräftefeld,



## LITERATUR

das genau dem Augeninnendruck entspricht. Ein in die Kontaktfläche integrierter piezoresistiver Drucksensor misst kontinuierlich und präzise den Augeninnendruck und erfasst auch dessen zeitliche Schwankungen als okuläre Pulsamplitude.

Die Abhängigkeit des Tonometers von den biomechanischen Parametern der Hornhaut ist deutlich geringer als bei den herkömmlichen Tonometern, welche nach dem Prinzip der Applanation oder der Impression arbeiten.

### **2.3.5 Tonometer in der Veterinärophthalmologie**

Die für die Humanmedizin entwickelten Tonometer wurden vor ihrem Einsatz am Menschen an Tieren getestet. So berichtete FLICK 1888, dass er mit seinem Tonometer gute Messergebnisse sowohl an Schafs-, als auch an Schweineaugen erhielt. Allerdings dauerte es dann noch eine Weile bis die Tonometrie auch in der praktischen Veterinärmedizin Anwendung fand. Die ersten tonometrischen Messungen wurden am Hundeauge mit dem Baillartschen Tonometer von DEMONT (1930) und ROUQUETTE (1937) und mit dem Schiøtz-Tonometer von HASSKO (1937) und ÜBERREITER (1939) durchgeführt. In den sechziger Jahren war der Schiøtz-Tonometer am verbreitetsten (LOVEKIN 1964, SCHMIDT 1965, BRYAN 1965, HEYWOOD 1971, WALDE 1982c, MITTERER 1986). Tonometrische Messungen am Vogelaug wurden erstmals Mal 1969 von SEARS durchgeführt. An anästhesierten Hühnern ermittelte er durch direkte Manometrie einen Durchschnittswert von 15,6 mmHg. Applanationstonometrische Messungen führten BROOKS et al. (1983) an einem Waldkauz mit dem Mackay-Marg-Tonometer durch. KORBEL (1992) und BRAUN (1995) führten bei 60 verschiedenen Vogelspezies aus 13 Ordnungen tonometrische Messungen durch und legten für 15 Spezies aus 11 Ordnungen Kalibrationskurven vor. Mit der Entwicklung des TonoPenXL® wurde das Schiøtz-Tonometer immer mehr verdrängt. Heutzutage ist der TonoPenXL® in der Veterinärophthalmologie nicht mehr wegzudenken (MILLER et al 1991, KORBEL 1994, BRAUN 1995). Allerdings wurde durch die Weiterentwicklung der Rückpralltonometrie (Reboundtonometrie) und mit der Fertigstellung des Icare® (TonoVet®, TonoLab®) eine neue noch weniger invasive Form der Tonometrie in der Veterinärmedizin eingeführt. Zahlreiche Studien konnten zeigen, dass die IOD-Werte beider Tonometer gut miteinander korrelieren (FERNANDES et al. 2005, BAYON 2006, LEIVA et al. 2006, JEONG et al. 2007, PRASHA et al. 2007). Seitdem ist

## LITERATUR

dieser Tonometer auf dem Vormarsch und wird zur täglichen IOD Untersuchung an Hunden, Katzen, Pferden, Nagern, Vögeln (GOLDBLUM et al. 2002, VAN DER JAGDT und JANSONIUS 2005, MARTINEZ-DE-LA-CASA et al 2005, WANG et al 2005, SCHREIBER et al. 2007) und sogar an Koikarpfen (LYNCH L. 2007) eingesetzt und verdrängt langsam auch den TonoPen XL®.

Um mit den aus der Humanmedizin kommenden Tonometern auch bei Tieren reproduzierbare und vergleichbare IOD-Messungen zu erhalten, mussten sie für die jeweilige Tierart standardisiert und kalibriert werden (WALDE 1982c). Die heutzutage in der Veterinärmedizin angewandten Tonometer sind zum größten Teil für die verschiedenen Tierarten vorkalibriert. Sofern dies bei einigen Spezies noch nicht geschehen ist, sind in Vergleichsarbeiten unterschiedlicher Tonometer oder anhand von Vergleichsstudien mit dem Manometer Kalibrationskurven zu erstellen.

## 2.4 Augeninnendruckrelevante anatomische Strukturen

### 2.4.1 Vordere Augenkammer

Die vordere Augenkammer (Camera anterior bulbi) wird von der Hinterfläche der Kornea, dem iridokornealen Winkel und der Vorderfläche der Regenbogenhaut begrenzt. Ihre Größe variiert bei den unterschiedlichen Vogelarten je nach der äußeren Gestalt des Bulbus oculi und dem Krümmungsgrad der Kornea. So finden sich bei Wasservögeln z.B. extrem flache Augenvorderkammern, wohingegen Eulenvögel sehr tiefe Augenvorderkammern besitzen. Als Beispiel sollen hier der Strauß mit einer Tiefe von 8 mm, Eulenvögel mit 7 mm und Papageienvögel mit einer Tiefe von 3 mm genannt werden (TRIPATHI 1974).

### 2.4.2. Hintere Augenkammer

Die hintere Augenkammer (Camera posterior bulbi) liegt zwischen der hinteren Irisfläche, Ziliarkörper, Zonula ciliaris und der Linse (Lens). Sie ist im Vergleich zu den Säugern extrem klein, da sich die Linse sehr weit nach peripher erstreckt und der Vorderrand des Ziliarkörpers (Corpus ciliare) die Irishinterfläche fast berührt (FREWEIN und SINOWATZ 1992).

### 2.4.3. Kornea

Die Hornhaut (Kornea) ist durchsichtig, frei von Blutgefäßen, mit sensiblen Nervenfasern ausgestattet und bildet zusammen mit der Lederhaut (Sklera) die äußere Augenhaut (Tunica fibrosa bulbi) (FREWEIN und SINOWATZ 1992). Sie setzt sich wie auch bei den anderen Säugetieren aus fünf Schichten zusammen, die von außen nach innen aus dem vorderen Korneaepithel (Epithelium anterius), der Bowmannschen Membran (Lamina limitans anterior), dem Stroma (Substantia propria), der Descemet- Membran (Lamina limitans posterior) und dem hinteren Korneaepithel (Epithelium posterius) bestehen.

Durch die Bewegung der Nickhaut wird die Kornea gereinigt und der präkorneale Tränenfilm gleichmäßig auf ihr verteilt. Auf dem vorderen Korneaepithel sitzen spezielle Mikrovilli, die in den präkornealen Tränenfilm eintauchen (FREWEIN und SINOWATZ 1992). Die Bowmansche Membran, welche aber nicht bei allen Vögeln vorhanden ist, sorgt für eine vermehrte Stabilität (WALLS 1942). In der Peripherie geht die Kornea in die Lederhaut über. Dieser Übergang (Limbus corneae) ist bei den meisten Vögeln pigmentiert und weist eine seichte Furche (Sulcus sclerae) auf (KORBEL 1994).

Die Kornea der Vögel ist vergleichsweise dünn, weist im Schnitt nur eine Tiefe von ca. 4 mm auf (FREWEIN und SINOWATZ 1992), wobei sie bei dämmerungsaktiven Vögeln meist dünner als bei tagaktiven ist. Die Kornea weist im Vergleich zur Sklera eine stärkere Krümmung auf. Ihr Öffnungswinkel beträgt bei Tauchvögeln, wie dem Kormoran 80°, bei Sing- und Greifvögeln 120° und bei Eulen und Nachtschwalben sogar bis über 160° (BEZZEL und PRIZINGER 1990). Dies bedeutet, dass die Kornea bei einigen Wasservögeln, wie z.B. den Pinguinen, sehr flach in Relation zur Gesamtgröße des Bulbus ist, wodurch die Änderung der Refraktion beim Eintauchen im Wasser abgemildert werden soll (SIVAK 1976, HOWLAND und SIVAK 1984). Die Krümmung der Kornea zeigt sehr große speziesabhängige Unterschiede und ist besonders bei Eulen stark ausgeprägt (REESE et al. 2001). Als ein Teil des dioptrischen Apparates übernimmt die Hornhaut eine wichtige Funktion bei der Lichtbrechung und der Akkomodation. Im Gegensatz zu den Säugern, die primär zu lentikulären Akkomodation fähig sind, sind bei einigen Vögeln neben lentikulärer auch korneale Akkomodationsmechanismen beschrieben (GUNDLACH et al. 1945, SCHAEFFEL und HOWLAND 1987). Studien zur Existenz und Wirkungsweise dieses Mechanismus führten oft zu konträren Ergebnissen (SIVAK et al. 1986).

## LITERATUR

Akkomodative Anpassungen geschehen in Form von Veränderungen der Korneakrümmung und des Kornearadius (HESS 1910, SLONAKER 1918). Diese erfolgen durch eine Kontraktion des M. cornealis anterior (der ehemalige Cramptonsche Muskel), eines Teils des Ziliarmuskel (M. ciliaris), welcher am Limbus corneae ansetzt (PARDUE und SIVAK 1997). Der Schlemmsche Kanal (Sinus venosus sclerae) bildet einen ringförmigen, in die Sklera eingebetteten Sammelkanal, der bei Vögeln geflechtartig verzweigt ist. Er sorgt dafür, dass das Kammerwasser (Humor aquosus), welches von den Ziliarfortsätzen ständig neu produziert wird (FREWEIN und SINOWATZ 1992).

### **2.4.4. Kammerwinkel**

Der vordere Kammerwinkel (Angulus iridocornealis) liegt in der Peripherie der vorderen Augenkammer zwischen Kornea und Iris. Das Ligamentum pectinatum überbrückt als Fasergeflecht den Kammerwinkel und erstreckt sich beim Vogel auch zwischen Sklera und Ziliarkörper. Es ist bei Greifvögeln, vor allem bei den Eulenvögeln besonders gut ausgebildet (MURPHY 1987a) und besteht im Gegensatz zu den Säugetieren nicht aus kollagenen, sondern aus elastischen Fasern (TRIPATHI 1974). Das Endothel des Ligamentum pectinatum bildet die Fontanschen Räume (Spatia anguli iridocornealis), die mit dem Schlemmschen Kanal (Sinus venosus sclerae) in Verbindung stehen. Bei Vögeln, die eine hohe Akkomodationsbreite besitzen, sollen sich seine Fasern bis in die Ziliarfortsätze hinein erstrecken und so auch an der Akkomodation mitwirken (WYCHGRAM 1914), wobei aber auch die Faserelastizität eine Rolle spielt (TRIPATHI 1974).

### **2.4.5. Ziliarkörper**

Der Ziliarkörper (Corpus ciliare) erstreckt sich von der Innenfläche des knöchernen Skleralringes bis in die Irisbasis. Sein vorderer Abschnitt wird als Corona ciliaris oder Pars plicata bezeichnet, da er sich aus zahlreichen Falten (Plicae ciliares) zusammensetzt, welche für die Produktion des Kammerwassers verantwortlich sind. Der hintere Teil, an dem die Zonulafasern verankert sind, wird als Orbicularis ciliaris oder Pars plana bezeichnet (FREWEIN und SINOWATZ 1992). Beim Vogel

## LITERATUR

übergreifen die Ziliarfortsätze die Linsenperipherie und bilden so eine besonders feste Verbindung (KORBEL 1994). Der Ziliarkörper geht an der Ora serrata kontinuierlich in die Aderhaut (Choroidea) über. Die Ziliarmuskulatur (M. ciliaris) besteht aus drei Anteilen, dem äußeren Cramptonischen Muskel (M. cornealis anterior), der für die korneale Akkomodation verantwortlich ist (siehe Kapitel 2.2.3.), dem Brückeschen Muskel (M. cornealis posterior), der an der lentikulären Akkomodation beteiligt ist und dem Müllerschen Muskel (Fibrae radiales) (DUKE-ELDER 1958). Der Ziliarmuskel ist beim Vogel in der Regel im Vergleich zum Säuger quergestreift. Diese Querstreifung ermöglicht eine sog. aktive Akkomodation, d. h. eine rasche und gezielte Anpassungen wechselnde Umgebungen, Lichtverhältnisse und Beutegrößen.

### 2.4.6 Augenfächer

Der Augenkamm oder Augenfächer (Pecten oculi) stellt eine Eigenart des aviären Augenhintergrundes dar. Nur bei Reptilien existiert eine ähnliche Struktur, der sog. Conus papillaris (WALLS 1942). Er wurde 1674 zum ersten Mal von OLAUS BORRICHIUS beschrieben. Der Pecten ist nach MARTIN (1985) sowie FREWEIN und SINOWATZ (1992) eine Projektion der Retina; KING und MCLELLAND (1975) sehen ihn allerdings als eine choroidale Projektion an. Er ragt von der Eintrittsstelle des Sehnervs (N. opticus) ausgehend wie ein Keil weit in den Glaskörper hinein, ohne jedoch die Linse zu erreichen. Sein bindegewebiges Stützgerüst geht direkt aus der Sehnervenscheibe hervor und enthält braun oder schwarz pigmentierte Gliazellen und ein dichtes Geflecht von Blutgefäßen, jedoch keine Muskel- und Nervenzellen (MARTIN 1985). Ausgehend von der Form wird zwischen drei unterschiedlichen Fächertypen unterschieden. Der Pecten vom Konustyp (BREZZEL und PRINZINGER 1990) ist bei dem stark degenerierten Auge des Streifenkiwis zu finden. Dieser ist besonders primitiv aufgebaut und erinnert in seiner Ausbildung eher an den Conus papillaris der Reptilien (WALLS 1942). Andere palaeognathe Spezies, wie der Emu oder der Strauß, besitzen einen Pecten vom Fahnentyp. Die am meisten verbreitete Pectenform ist die des Faltentyps, die sich durch ihre wellblechförmige Struktur auszeichnet. Die Falten des Augenfächers verschmelzen bei den einzelnen Vogelspezies in verschiedenem Maß an der Fächerspitze zu einer verstärkt pigmentierten Struktur, der sog. Brücke (Pons pectinis). Trotz eines

## LITERATUR

allgemeinen Grundbauplans unterscheiden sich die Pekten der verschiedenen Vogelspezies hinsichtlich ihrer Größe, Form und Falten- bzw. Fahnenanzahl (DUKE-ELDER 1985). Die Faltenanzahl differiert außerdem innerhalb einer Art geringgradig (KAJIKAWA 1923). Insgesamt wurden 5 bis 30 Falten gefunden (WOOD 1917). Bis zu einem gewissen Grad hängt die Größe und Vaskularität des Augenfächers mit der Sehschärfe der Vögel zusammen (WAGNER 1837). Während tagaktive Vögel einen großen, vielfaltigen Pekten besitzen, findet sich bei nachtaktiven Vögeln eher ein kleiner Pekten mit einfach gebauten Strukturen. Hühner besitzen zum Beispiel 16 bis 18 Falten, wohingegen Eulen nur ca. 8 Falten aufweisen. Durch eine oszillatorische Augenbewegung wird der Augenfächer passiv und ruderartig bewegt, was zu einer Verteilung von Stoffwechselprodukten im Glaskörper führt. (PETTIGREW et al. 1990, Korbelt et al. 2000a, Korbelt et al 2001b).

Seit BORRICHIUS den Augenfächer das erste Mal beschrieb, wird bis heute über die Funktion des Pekten diskutiert. In diesem Zusammenhang wurden 32 verschiedene Theorien beschrieben, die aber einer kritischen Betrachtung meist nicht standhalten (KORBEL 1994). So wurde er z.B. als ein Muskel zur Akkomodation der Sehachse angesehen (HOME 1796, TREVIRANUS 1828) oder aber als ein Blendschutz bestimmter Retinaanteile (BLUMENBACH 1805); auch soll er eine Reduktion der Streustrahlung bewirken (PETIT 1735). Die Theorie von Franz (1908,1909a,b,c,) stellte den Pekten als ein intraokulares Sinnesorgan dar, welche zur Perzeption von Druckschwankungen und dessen Regulation während der Akkomodation dienen soll. Dies wurde später von verschiedenen Autoren widerlegt (VON HUSEN 1913, SLONAKER 1918, KAJIKAWA 1923, WINGSTRAND und MUNK 1965).

Nach dem heutigen Stand der Wissenschaft scheint der Pekten thermo- und pressoregulative Aufgaben (KAJIKAWA 1923, SEAMAN und HIMMELFARB 1963) zu erfüllen. Nach AKESTER (1984) ist der Pekten, der über einen Seitenast der A. ophthalmica externa versorgt wird, aber auch für die Aufrechterhaltung des IOD verantwortlich. In Versuchen konnte beobachtet werden (AKESTER und BRACKENBURY 1976), dass ein Abklemmen der A. carotidea interna und der Aa. vertebrales, wodurch die Blutzufuhr zum Pekten reduziert wird, zu einem Absinken des IOD auf das Niveau des venösen Blutdruckes führt.

Außerdem soll der Pekten nutritive Funktionen für den Glaskörper (MILHAKOVICS 1873) und der dicken, avaskulären Retina (DENISSENKO 1881, KORBEL et al. 2000a) erfüllen. Die spezielle Beschaffenheit der Kapillarendothelien des Pekten

## LITERATUR

(DESCHAEPDRIJVER et al. 1989), sowie die Anordnung der Kapillaren bei bestimmten Vogelspezies (BRAEKE-VELT 1991) sprechen immerhin für eine nutritive Funktion. So konnten ABELSDORFF und WESELEY schon 1909 in fluoreszenzangiographischen Untersuchungen zeigen, dass Substanzen über den Augenfächer in den Glaskörper diffundieren. Erst durch die Kombination von Fluoreszenzangiographie und Fundusfotographie konnte man am nichtanästhesierten Vogel zeigen, dass Nährstoffe explosionsartig durch die Kontraktion des Pekten in den Glaskörper katapultiert werden. Dies stellt einen wirkungsvollen Mechanismus in der nutritiven Versorgung der avaskulären Retina dar (PETTIGREW et al. 1990, KORBEL et al. 2000(a, c), KORBEL und NELL 2001a).

## 2.5 Die Physiologie des intraokularen Druckes

### 2.5.1. Produktion und Regulation des Kammerwassers.

Das Kammerwasser wird in den Ziliarkörperepithelzellen durch Diffusion, Ultrafiltration (energieunabhängig, dem hydrostatischen und kolloidosmotischen Gradienten folgend) und durch aktive Sekretion (energieabhängiger Ionentransport) produziert (MARTIN 1995). Durch das Gegenüberstehen eines hydrostatischen Druckgradienten und eines osmotischen Druckgradienten, aber auch durch aktiven Transport, wird das Kammerwasser aus dem Ziliarkörper in die hintere Augenkammer transportiert (BROOKS 1990). Während dieses Vorgangs muss die Flüssigkeit eine semipermeable Membran durchdringen, die aus nichtpigmentiertem ziliaren Epithel besteht und als Blut-Kammerwasserschranke den Austritt von Molekülen kontrolliert. Sie begrenzt das Eindringen von Proteinen, um die optische Qualität des Kammerwassers zu erhalten. Durch einen Zusammenbruch dieser Schranke ausgelöst, z.B. bei einer vorderen Uveitis, wird dieses Ziliarepithel durchlässiger und es gelangen Proteine und somit auch Fibrinogen in das Kammerwasser. Dies ist klinisch unter anderem an einer Koagulationen in der vorderen Augenkammer erkennbar (GUM1991). Die Produktion des Kammerwassers ist abhängig von dem Enzym Carboanhydrase, von der Plasmaosmolarität und vom Perfusionsdruck im Corpus ciliare. Die Carboanhydrase ist in den aktiven, energieabhängigen Prozess der Bildung des Kammerwassers involviert. Eine

## LITERATUR

Hemmung dieses Enzyms reduziert die Produktion desselbigen (SLATTER 1990). Die osmotische Hypertonie des Kammerwassers, welche unter anderem durch eine Sekretion von Bikarbonat, Ascorbat, aber auch von Laktat in der Linse entsteht, bewirkt einen kontinuierlichen Einfluss von Wasser in die Augenkammern (WALDE 1982a). Dieser okulare Perfusionsdruck ist als der Druck definiert, welcher in den das Auge versorgenden Arterien herrscht (Aa. ciliares), vermindert um den Druck der den Bulbus verlassenden Venen (intra-und episklaler Venenplexus). Steigt der intraokulare Druck zu stark an, so kommt es zu einer Kontraktion der Gefäße (mit Verminderung des Perfusionsdrucks) und somit zu einer Reduktion der Kammerwasserproduktion. Sinkt allerdings der Druck, so erweitern sich die Ziliargefäße und es wird mehr Kammerwasser produziert (ÜBERREITER 1939). DESTEFANO und MUGNAINI (1997) wiesen nach, dass die aviaire Choroidea einen Teil des Lymphsystems darstellt und vermuteten eine choroidale Beteiligung an der Regulation des Kammerwasserabflusses und des IOD.

### **2.5.2 Bestandteile des Kammerwassers**

Das durch die Ultrafiltration, Diffusion und aktiver Sekretion produzierte Kammerwasser ist ein Ultrafiltrat des Plasmas, welches klar, schwach hyperosmolar und geringgradig azidotisch ist. An chemischen Komponenten beinhaltet es:

Natrium, Kalium, Magnesium, Kalzium, Hydroxylionen, Chlorid, Bikarbonat, Phosphat, Ascorbat, Laktat, Aminosäuren, Kohlenhydrate und Harnstoff, aber nur geringe Konzentrationen an Proteinen, Enzymen, Immunglobulinen und Lipiden, welche durch die Blut-Kammerwasserschranke zurückgehalten werden. Nur die Konzentration von Natrium, Aminosäuren, Laktat und Ascorbat ist in der Regel im Kammerwasser höher als im Plasma. Bei allen anderen Komponenten ist das Gegenteil der Fall (DAVSON und WELD 1941, BITO 1965, DAVSON und GRAHAM 1974, REDDY 1977).

### **2.5.3 Wege des Kammerwassers**

Das Kammerwasser fließt von der hinteren Augenkammer durch die Pupillen in die vordere, in der es zu thermalen Konvektionsströmen kommt, ausgelöst durch den Temperaturunterschied zwischen Iris und Kornea. Diese sind zur Aufrechterhaltung



## LITERATUR

der Kammerwasserzirkulation notwendig (WALDE 1982a). Im Filtrationswinkel fließt es wieder ab. Dabei passiert es das Ligamentum pectinatum, das mit seinem trabekulären Maschenwerk die sog. Fontanaschen Räume (Spatia anguli iridocornealis) begrenzt, die wiederum eine Verbindung zum Schlemmschen Kanal (Sinus venosus sclerae) herstellen, einem ringförmigen Sammelkanal für das Kammerwasser (FREWEIN und SINOWATZ 1992). Abgesehen von diesem Hauptabflussweg wird das Kammerwasser außerdem noch über Irisgewebe in das venöse Blutsystem transportiert. Desweiteren ist eine Diffusion über die Kornea, die Iris, den Glas- oder Ziliarkörper ebenso möglich (SAMUELSON 1991).

### 2.5.4 Funktionen des Kammerwassers

Das Kammerwasser hat die Aufgabe, die Stoffwechselprodukte von Hornhaut, Linse und trabekulärem Maschenwerk zu entsorgen, sowie diese Strukturen mit Nährstoffen zu versorgen (RENEWICK 1993). Durch seine wasserähnliche Beschaffenheit ist es optimal als optisches Medium geeignet (WALDE 1982a). Durch den kontinuierlichen Prozess von Bildung und Abfluss entsteht ein Gleichgewicht, welches zu einem normalen IOD führt. Durch den von innen auf die Augenhäute ausgeübten hydrostatischen Druck wird die Form und Rigidität des Bulbus erhalten und das Anhaften der Retina auf der Choroidea unterstützt (SAMUELSON 1991).

Das Auge gleicht exogene Druckänderungen, die z. B. durch einen Anstieg oder Abfall des Blutdruckes oder durch einen Druck auf den Bulbus entstehen, innerhalb von Minuten, durch eine vermehrte/verminderte Produktion bzw. einen vermehrten/verminderten Abfluss von Kammerwasser wieder aus (JANTZEN 1988).

### 2.6 Schwankungen des IOD

Der IOD eines Individuums ist nicht immer gleich, denn er wird von verschiedenen Faktoren beeinflusst (MAGRANE 1951, VAINSI 1970, WALDE 1982c, SHAPIRO 1983, NEUMANN et al. 1989, SLATTER 1990, MCCAGHREY 1991, RENEWICK 1993). So haben unter anderem der Blutdruck, der zirkadiane Rhythmus, die Atmung, das Alter, hormonell Einflüsse, aber auch die psychische Verfassung, wie z.B.: Stress des Tieres einen Einfluss auf den IOD. Aber auch von außen auf das

## LITERATUR

Auge einwirkende Faktoren können den IOD beeinflussen, wie z.B. verschiedene Tonometrieverfahren, die Dauer der IOD-Messung, die Körperhaltung, die Kompression des Bulbus oder aber auch verschiedene Medikamente. PRASHAR et al. (2007) und REUTER (2009) konnten eine physiologische Schwankung des IOD von 2 mmHg bei Vögeln nachweisen.

### 2.6.1 Blutdruck

Die Gefäßversorgung der für die Kammerwasserproduktion wichtigen Strukturen erfolgt folgendermaßen: Das arterielle Blut gelangt über die A. carotis interna in die A. ophthalmica und von dort einerseits in die Aa. ciliares longae zur Versorgung des Corpus ciliares und andererseits in die Aa. ciliares posteriores breves zur Versorgung der Choroidea. Das venöse System zur Aufnahme des abfließenden Kammerwassers verläuft in zwei Richtungen. Ein Abfluss erfolgt über die episkleralen Venen in den Sinus cavernosus und von dort in die V. jugularis. Der andere Abfluss führt das Kammerwasser über die konjunktivalen Venen zur V. facialis und von dort aus dann ebenso in die V. jugularis. Ein anderer Teil des Kammerwassers fließt allerdings über die V. ciliaris in die Vv. vorticosae, dann weiter in die V. ophthalmica superior und von dort über den Sinus cavernosus in die V. jugularis (SEIFERLE 1984, JANTZEN 1988).

Durch Pressdruckproben und Halsvenenstauung konnten PILZ und COMBERG 1961 die von WESSELY (1908 und 1915) am Tierexperiment aufgestellten Befunde über die Einwirkung des arteriellen Blutdrucks auf den Augendruck bestätigen. Sie fanden heraus, dass das Verhalten des Augendrucks von Arteriendruckänderungen bestimmt wird, wenn der extrabulbäre Venendruck unter dem des IOD liegt. Bei einem Anstieg des Venendrucks bis auf das Niveau des Augeninnendrucks hingegen, bestimmt dieser den IOD. Der Venendruck beeinflusst den IOD seinerseits durch eine Hemmung, oder aber eine Verstärkung des Kammerwasserabflusses (JANTZEN 1988). Ein Anstieg des Venendruckes bewirkt eine Hemmung des Abflusses, ein Abfall hingegen einen verstärkten Abfluss. Zwischen dem Venendruck und dem IOD besteht eine lineare Beziehung (MACRI 1961a, COMBERG und PILZ 1961). Plötzliche Blutdruckänderungen beeinflussen den IOD in gleicher Weise, d.h. auch hier besteht für eine kurze Zeit eine lineare Beziehung (HART und STOECKEL

## LITERATUR

1971). Der IOD reguliert sich aber in Sekunden bzw. wenigen Minuten auf seinen Ausgangswert zurück.

### 2.6.2 Alter

Ein Einfluss des Alters auf den IOD konnte bislang nicht eindeutig wissenschaftlich nachgewiesen (MCCAGHREY und MCCAGHREY 1991). Per Lebensdekade wird eine verminderte Sekretionsrate des Kammerwassers um 2,4% - 3,2% in der humanmedizinischen Literatur angegeben, allerdings ohne Auswirkungen auf den IOD (BRUBAKER 1991, GRÜB und MIELKE 2004). In der japanischen Bevölkerung konnten NORMURA et al. (2002) eine Abnahme des IOD im Alter beobachten. LEYDHECKER (1991) geht allerdings von einem höheren IOD älterer Menschen im Vergleich zu jüngeren aus. Bei den Haussäugetieren geht der IOD durch eine Verminderung der Kammerwasserproduktion zurück (SLATTER 1990). HÜLLESHEIM (1993) und STEIFF (1996) beobachteten beim Pferd einen Abfall des IOD im Alter. GELATT und MACKAY (1998) konnten hingegen bei Hunden einen signifikanten Anstieg des IOD im Alter beobachten.

### 2.6.3 Zirkadianer Rhythmus

Der Augeninnendruck zeigt sowohl beim Menschen (WESSELEY 1915, DUKE-ELDER 1952, HENDEKIND et al. 1973, LEYDECKER 1980, WILENSKY et al. 1993, BUGUET et al. 1994) als auch bei Tieren (WILKIE und LATIMER 1991, ROWLAND et al. 1981, BRAUN 1995, GELATT und MCKAY 1998, NICKLA 1998, DEL SOLE et al. 2004) tagesrhythmische Schwankungen. Der Augendruck des Menschen steigt am Morgen an und sinkt gegen Abend wieder (DUKE-ELDER 1952, WILENSKY et al. 1993). Bei Haustauben wurde der höchste IOD am Mittag um 13:00 Uhr und der niedrigste Nachts um 01:00 Uhr gemessen worden. Bei Haushühnern hingegen war der IOD um 05:00 Uhr morgens am höchsten (BRAUN 1995, NICKLA 1998). Allerdings wurden bei Mäusebussarden und Waldkäuzen keine signifikanten Schwankungen gefunden (BRAUN 1995). Der exakte Mechanismus des zirkadianen Rhythmus ist noch nicht geklärt. Es wird davon ausgegangen, dass es sich um eine Kombination hormoneller, nervaler und metabolischer Faktoren handelt (SLATTER 1990).

### **2.6.4 Kornealer Durchmesser (Central Corneal Thickness, CCT)**

Der korneale Durchmesser hat keinen direkten Einfluss auf den IOD. Doch kann er einen Einfluss auf die gewählte Messmethode haben. Schon Goldmann vermutete, dass eine erhöhte CCT zu falschen Messergebnissen führen kann (BHAN et al. 2002). Neuere Studien die unterschiedliche tonometrischen Messverfahren verwenden, bestätigen den Einfluss des CCT auf den IOD. Besonders Patienten, welche an einer Glaukomerkrankung (BHAN et al. 2002, SALEH et al. 2006, FRANCIS et al. 2007) oder einer okularen Hypertension (HERNDON et al. 1997) leiden, weisen einen veränderten CCT auf. Messungen mit dem GAT an dünneren Korneae führten zu unkorrekt niedrigen und Messungen an Augen mit dickeren Korneae zu unkorrekt hohen Druckwerten (BHAN et al. 2002, SALEH et al. 2006).

### **2.6.5 Medikamentöse Beeinflussung des IOD**

Medikamente mit sympathischen oder parasympathischen Wirkungsweisen können den IOD verändern. Dies ist vor allem wichtig bei ophthalmologischen Operationen zu berücksichtigen, denn Änderungen des IOD während einer Operationen können sich negativ auf das OP Ergebnis auswirken und es kann zu postoperativen Komplikationen führen (ALMEIDA et al. 2004). Allgemeinanästhesien haben nicht nur beim Menschen, sondern auch beim Tier einen Einfluss auf den IOD (EZZAT 1973, HEILAMANN 1975, JANTZEN 1988, ERHARDT et al. 1990, HESSEMER 1991, ERHARDT 1992, KORBEL 1994). Sie beeinflussen den IOD entweder direkt über Steuerzentren im Diencephalon oder aber indirekt über den Blutdruck oder respiratorische Mechanismen. So führt beispielsweise eine Hypoventilation zu einem steigenden IOD, da es hierbei zu einer erhöhten Kammerwasserproduktion und einem höheren Abflusswiderstand kommt (DUNCALF und WEITZNER 1963). Ebenfalls führt eine Hypoventilation über einen erhöhten Tonus der extraokulären Muskulatur (JANTZEN 1988) zu einem steigenden IOD. So gut wie alle Allgemeinanaesthetika wie z.B. Benzodiazepine (TREW et al. 1982), Etomidat und Propofol (CALLA et al. 1987) senken alleine, aber auch in Kombination, den IOD. Im Vergleich dazu beschreibt Rubli (1971) einen Anstieg des IOD während einer Ketaminnarkose am Säuger um 5 mmHg. Andere Autoren konnten dies ebenso am Menschen (DUNCALF 1975) oder an der Katze (SLATTER 1990) nachweisen. Bei

## LITERATUR

tonometrischen Messungen am Vogel konnte KORBEL (1994) in der Exzitationsphase während einer Ketaminnarkose einen erhöhten IOD von bis zu 45mmHg nachweisen. Wie schon weiter oben erwähnt, führt Hypoventilation über einen erhöhten Venendruck und eine choroidale Vasodilatation ebenfalls zu einer Erhöhung des IOD (DUNCALF und WEITZNER 1963). CUNNINGHAM und BARRY (1986) und SMITH et al. (1981) zeigten, dass bei einer respiratorischen Alkalose, also einer Senkung des CO<sub>2</sub>- Partialdruckes, der IOD fällt. Auch durch eine Verminderung des Blutvolumens in der Choroidea, einer verminderten Durchblutung des Ziliarkörpers und einer Hemmung der Carboanhydrase kommt es zu einem Abfall der Kammerwasserfiltration und somit zu einer Senkung des IOD. Derselbe Effekt tritt bei Inhalationsnarkosen von Vögeln (KORBEL 1994, KORBEL und BRAUN 1995) aber auch bei Menschen (HOLLOWAY 1980), Hunden und Katzen (ERHARDT et al. 1990) auf. Die bei Augenoperationen an Vögeln bevorzugte Luftsackperfusions-Anästhesie wird nicht nur angewandt, um einen freien Zugang zu den Augen des Patienten zu haben, sondern sie dient daneben auch zur Senkung des Augeninnendrucks, was einen Vorfall intraokularer Strukturen vermeidet (KORBEL 1994, KORBEL und BRAUN 1995).

Aber auch Mydriatika haben Auswirkungen auf den IOD. So kam es bei Katzen zu einer signifikanten Erhöhung des Augendrucks nach Applikation einer 1% Atropin oder 0,5% Tropicamid-Lösung kommen (STADTBÄUMER, FROMMLET, NELL 2006), was wiederum zu einem Glaukom führen könnte. Verschiedene Medikamente werden in der Glaukomtherapie angewandt. Hierbei handelt es sich in der Regel um Diuretika, die z.B. wie Mannitol osmotisch wirksam sind. Sie können die Blut-Kammerwasserschranke nicht überwinden, werden aber gegenüber dem Augeninneren osmotisch wirksam und senken so bei einem akutem Druckanstieg den IOD und das Glaskörpervolumen. (REGNIER 1999). Bei einem Zusammenbruch der Blut-Kammerwasserschranke infolge von Uveitiden sind osmotisch wirksame Präparate kontraindiziert, da sie nun in die vordere Augenkammer gelangen und dort zu einem drastischen Anstieg des IOD führen (GELATT 1991). Carboanhydrasehemmer, wie z.B. Acetazolamid, welche direkt im Ziliarepithel wirken, führen dort durch eine Hemmung des Enzyms zu einer Senkung der Kammerwasserproduktion. Dabei bleiben die osmotischen Verhältnisse unverändert (WALDE 1982). Systemisch angewandt kommt es bei diesen Präparaten immer wieder zu Nebenwirkungen wie z.B. einer metabolischer Azidose,

## LITERATUR

einer Kaliurese oder aber zu gastrointestinalen Symptomen, wie Vomit und Diarrhöe (GELATT 1991b). Topisch angewandt senken sie ebenfalls den IOD wobei ähnliche Nebenwirkungen kaum beobachtet werden (ADAMSON et al. 1998). Durch die lokale Applikation von Parasympathikomimetika, wie z.B. Pilocarpin, kommt es durch die Kontraktion des M. sphincter pupillae zu einer Erweiterung des Abflussweges des Kammerwassers und somit zu einer Senkung des IOD.

Bei den Säugetieren besteht der M. sphincter pupillae und der M. ciliaris aus glatten Muskelfasern (SEIFERLE 1984), die durch den N. oculomotorius parasympathisch innerviert werden (ZIETMANN 1906). Da die oben genannte Muskulatur beim Vogel quergestreift ist und nicht parasympathisch innerviert wird (OEHME 1969, OLIPHANT et al. 1983), haben diese Medikamente beim Vogel keine Wirkung.

### **2.6.6 Änderung des IOD in Abhängigkeit der Position bzw. der Kopfhaltung**

Verschiedene Untersuchungen aus der Humanmedizin zeigen, dass der IOD direkt von der Körperhaltung abhängt. Personen, deren Augeninnendruck im Liegen gemessen wurde, zeigten einen höheren IOD, als Personen, welche saßen (BUGUET et al. 1994). Damit konnte gezeigt werden, dass bei einer Kopftiefhaltung, z.B. bei einer Kopfstand-Position, der IOD kurzzeitig auf das Doppelte des individuellen „Normalwertes“ steigen kann (LEYDHECKER 1991, BASKARAN et al. 2006). Bei Pferden mit gesenktem Kopf konnte ebenfalls eine Erhöhung des IOD um bis zu 12 mmHg festgestellt werden. Diese IOD Erhöhung hatte allerdings keine Auswirkung auf die Sehfähigkeit (KOMÁROMY et al. 2005). REUTER (2009) untersuchte ebenfalls die Abhängigkeit der Körperposition auf den IOD und zeigte, dass die Körperposition keinen Einfluss auf den IOD hatte.

### **2.6.7 Tonographieeffekt**

Sowohl beim tonometrischen Messvorgang, als auch durch ein forciertes Spreizen der Augenlider kommt es zu einer Bulbuskompression und dadurch zu einer Erhöhung des Augeninnendrucks. Dies wiederum führt im Folgenden zu einem erhöhten Kammerwasserabfluss und damit zu einer Verminderung des IOD. Dieses Phänomen wird als der sogenannte Tonographieeffekt bezeichnet. Seine

## LITERATUR

Ausprägung ist abhängig von der Dauer der Messung und den angewandten Messgeräten (COMBERG und PILZ 1961, DRAEGER 1966).

## 2.7. Glaukom

### 2.7.1. Definition des Begriffs Glaukom

Als Glaukom wird eine Erhöhung des IOD über die physiologische Grenze hinaus bezeichnet. Glaukome sind sehr schmerzhaft und können unbehandelt durch eine Schädigung der Netzhaut und des Sehnervs zu einer totalen Erblindung führen. Es kann außerdem durch die Ausdehnung des Bulbus zu einer Ruptur von Zonulafasern und damit zu einer Subluxation der Linse kommen (MARTIN 1995). Lange wurde versucht die humanmedizinischen Sachverhalte der Glaukompathogenese auf die Tiermedizin zu übertragen. Dies scheint allerdings aufgrund anatomischer und physiologischer Unterschiede, sowie unterschiedlicher Vererbungsmodi nicht sinnvoll zu sein (WALDE 1984).,

Die Klassifikation des Glaukoms erfolgt durch ihre Ätiologie (primär, sekundär, absolut), dem Zustand des iridokornealen Winkels (offen, verengt, geschlossen) und dem Filtrationswinkel (offen, dysplastisch), sowie durch die Dauer des glaukomatösen Zustands (KORBEL und BRAUN 1999). Im Allgemeinen unterscheidet man zwischen einem Primär-bzw. Sekundärglaukom. Primärglaukome treten in der Regel bilateral und familiär gehäuft auf; ihnen geht keine andere Erkrankung im Inneren des Auges voraus. Im Gegensatz dazu steht die IOD Erhöhung beim Sekundärglaukom mit einer vorangegangenen oder gerade ablaufenden Erkrankung des Augeninneren in Zusammenhang. Diese Einteilung trifft aber nicht immer zu. Die weitere Einteilung der Primär- bzw. Sekundärglaukome in Offenwinkel- oder Winkelblockglaukome erfolgt mit Hilfe der Gonioskopie (MARTIN 1995).

Die Tonometrie kann Hinweise auf Störungen des Kammerwasserabflusses geben, die aber nur Symptome des Glaukomkomplexes darstellen. Die ätiologische Diagnose, die besonders für die Therapie von Bedeutung ist, erfolgt immer durch die Gonioskopie (KORBEL et al. 1998a).

### 2.7.2. Primärglaukom

Primärglaukome kommen beim Vogel äußerst selten vor (LAVACH 1996). Dies ist mit großer Wahrscheinlichkeit auf den wesentlich weiteren Angulus iridocornealis der Vögel im Vergleich zu den Säugetieren zurückzuführen (KORBEL 1994).

#### 2.7.2.1 Systematik der Primärglaukome

WALDE et al. (1989) definierten das Primärglaukom als eine idiopathische bzw. kongenitale Abfluss-Störung, wohingegen SLATTER (1990) und GELATT 1991) im kongenitalen Glaukom eine separate Glaukomform sahen. MARTIN (1995) teilte die Glaukome nach ihren Ursachen ein und ordnete sie in den Komplex des Primär- oder Sekundärglaukoms ein.

Das primäre Offenwinkelglaukom tritt meistens beidseitig auf und ist durch das Fehlen deutlicher Symptome und einer genetischen Prädisposition gekennzeichnet. In diesem Fall ist der Kammerwinkel anatomisch normal (MARTIN 1995). Dieses ist die beim Menschen am häufigsten bekannte Form. Beim Vogel sind allerdings keine Berichte über Glaukome dieser Art existent und auch beim Säugetier treten sie sehr selten auf. NAKABAYASHI (2001) fand bei Studien zur Ätiologie des Offenwinkelglaukoms heraus, dass eine experimentell herbeigeführte Ischämie der Endothelien des Schlemmschen Kanals zu einer Erhöhung des IOD bei Tauben führt. Die Druckerhöhung hielt aber nur für drei Stunden an.

Die am häufigsten beschriebenen Primärglaukome der Säugetiere sind die Winkelblockglaukome. MARTIN (1995) unterscheidet zwischen angeborenen Anomalien des Kammerwinkels (Goniodysgenese) und durch Anomalien der vorderen Augenkammer erworbene primäre Winkelblockglaukome. Dies ist z.B. der Fall bei abgeflachten vorderen Augenkammern mit einer Hypoplasie der vorderen Bulbusabschnitte, welche zu einer Okklusion der Linse und einer Verschiebung der peripheren Iris nach vorne führt. Auch können Pigmentablagerungen im Kammerwinkel zu Kammerwasserabflussstörungen führen. Die angeborenen Anomalien, die sogenannten Goniodysgenesen, definiert er als eine Hemmung der Entwicklung des Lig. pectinatum, wofür auch der Begriff des dysplastischen Lig. Pectinatum benutzt wird. Diese sind meist bilateral ausgebildet; verschiedene Haussäugetiere zeigen eine Prädisposition für diese Erkrankung.



### 2.7.2.2. Aviäre Primärglaukome

Ein primäres Glaukom mit einem IOD von 37 mmHg fanden KORBEL und BRAUN (1999) bei einer Kanadagans mit einem dysplastischen Lig. pectinatum in Kombination mit einer Iriszyste. Bei einem Virginiauhu konnte ein erhöhter Augeninnendruck gemessen werden, der Anomalien des Angulus iridocornealis und der Retina aufwies (RAYMENT und WILLIAMS 1997). Die genaue Ätiologie des Primärglaukoms konnte aber nicht geklärt werden. WILLIAMS (1994) berichtete über einen Kanarienvogel und KORBEL et al. (1998a) über Kingstauben mit Primärglaukomen.

TAKATSUJI et al. (1984) beobachteten bei der albinotischen Wachtelmutante spontane Glaukombildung. Diese Wachtelmutante ist durch ein geschlechtsgebundenes rezessives Gen gekennzeichnet, das LAUBER (1964) mit dem Gensymbol *a/* kennzeichnete. Bei diesen Tieren wurden ab dem dritten Monat erste Vergrößerungen des Bulbus oculi sichtbar, woraufhin dann degenerative Veränderungen des Sehnervs und der Retina folgten (TAKATSUJI et al. 1986). Zu diesem Zeitpunkt war der IOD unverändert; gonioskopisch aber konnte ein offener Kammerwinkel gefunden werden. WEIDNER et al. (1988) konnten bestätigen, dass es bei einem Alter von drei Monaten zu einem Buphthalmus kommt, der sich mit vier bis fünf Monaten manifestiert und sich durch eine tiefe vordere Augenkammer und einem palpatorisch erhöhten Augendruck charakterisiert ist. TAKATSUJI et al. 1986 beobachten ab dem sechsten Monat neben einem geschlossenen Kammerwinkel, Verbindungen zwischen der Hornhaut und der Iris, die auf vordere Synechiebildungen hindeuteten. Dieselben Veränderungen sind beim Menschen charakteristisch bei einem spontanen Buphthalmus, der erstmals als ein angeborenes Glaukom beim Menschen von TREVOR-ROPER 1974 beschrieben wurde.

Mit der Wachtelmutante ist es möglich, die spontane Glaukombildung beim Menschen zu erforschen.

### 2.7.3. Sekundärglaukome

Bei den bei Vögeln am häufigsten beobachteten Glaukomen handelt es sich zum größten Teil um Sekundärglaukome. Meist sind diese als Folge von chronischen

oder traumatischen Uveitiden entstanden und die Vögel sind erblindet. (LAVACH et al. 1996).

### **2.7.3.1 Systematik der Sekundärglaukome**

MARTIN (1995) beschreibt ein sekundäres Offenwinkelglaukom mit einem normalen anatomischen Kammerwinkel, bei dem der Abfluss durch Beimengungen des Kammerwassers oder aber durch eine Verengung der Gefäße verhindert wird, z.B. durch Entzündungen, Hyphaema, Luxation der Linse oder durch einen Glaskörperprolaps. Zu einem sekundärem Winkelblockglaukom kommt es durch die Verlegung des Kammerwinkels durch erworbene Veränderungen. Hierbei werden zwei Formen, nämlich mit oder ohne Okklusion der Pupille unterschieden. Zur ersten Form gehören z.B. Katarakte mit Schwellung der Linse, hintere Synechien, Iris bombé, oder eine Subluxation der Linse mit oder ohne Prolaps des Glaskörpers. Zu sekundären Winkelblockglaukomen ohne Okklusion der Pupille kommt es z.B. nach neoplastischer Infiltration des Kammerwinkels oder der Iris, bei Entzündungen mit peripherer, vorderer Synechie oder bei einer Subluxation der Linse mit einer Verlagerung der Iriswurzel nach vorn, aber auch bei Epithelialenproliferationen.

### **2.7.4 Ätiologie der aviären Sekundärglaukome**

#### **2.7.4.1 Angeborene Sekundärglaukome**

1984 beschrieben DEKATER et al. eine Mutation bei Truthühnern, die als sog. „Slate turkey“ bezeichnet werden. Bei diesen Tieren gefundene geschlechtsgebundene, autosomal vererbte Anomalien führen zu einer Degeneration der Melanozyten im Bereich des Ziliarspalts, was ein Übertreten von Proteinen aus dem Blut ins Kammerwasser ermöglicht. Dadurch kommt es zu fortschreitenden Synechien, die zu einem Pupillarblock und einer Iris bombé führen und dann durch die Blockierung des iridokonealen Winkels in einem Sekundärglaukom enden (DEKATER et al. 1986).

### **2.7.4.2 Infektiös bedingte Sekundärglaukome**

Durch verschiedene Mechanismen können Uveitiden zu Sekundärglaukomen führen. So kann eine Infiltration des Lig. pectinatum und des Ziliarspalts mit Entzündungsprodukten oder durch die Ödematisierung des Trabekelsystems bei Entzündungen den Kammerwasserabfluss einschränken. Bei einer chronischen Uveitis kann es zu hinteren Synechien mit einem Pupillarblock und anschließender Iris bombé kommen, wodurch die Kammerwasserzirkulation unterbrochen wird und ein Glaukom entsteht.

Bei einem Haushuhn mit einer nachgewiesenen Infektion mit dem Marekschen Virus beobachtete KORBEL 1994 bilaterale Iridozyklitiden mit einer Seclasio pupillae und einer Iris bombé. Außerdem konnte er postuveitische Depigmentation der Iris beobachten. Auch ABRAHAMS konnte 1963 in Zusammenhang mit Marek eine Glaukombildung und eine Megalokornea beobachten. KALETA et al. (1986) fanden Katarakte und Glaukome nach einer Uveitis bei einer aviären Enzephalomyelitis. WILLIAMS (1994) wies ein Glaukom nach einer Pockenvirusinfektion nach.

Bei einem Virginiauhu kam es nach einer pyogranulomatösen Endophthalmitis, verursacht durch Corynebakterien, zu einem Sekundärglaukom mit einer posterioren Linsenluxation (MACLAREN et al. 1995). Nach einer bakteriellen Mischinfektion mit *Pseudomonas aeruginosa* und *Staph. aureus* entwickelte ein Mohrenkopfpapagei eine Iris bombé mit einer Seclasio pupillae aufgrund einer hinteren zirkulären Synechie und eines sekundären Glaukoms mit einem IOD von 51 mmHg (KORBEL 1994). Auch bei Infektionen mit Mykoplasmen konnten Glaukome nachgewiesen werden (POWER und JORDAN 1976, GYLSTORFF 1987).

### **2.7.4.3 Nichtinfektiös bedingte Sekundärglaukome**

Auch Traumata können durch die Bildung von Hyphaema oder aber traumatischen Uveitiden und die darauf folgende Verlegung des Kammerwinkels zu Glaukomen führen (KORBEL 1994). Eine Perforation mit direkter Verletzung des Angulus iridocornealis oder mit Synechiebildung, aber auch eine Schädigung der Linse können ebenfalls ein Glaukom auslösen. Eine Linsenluxation in der vorderen Augenkammer geht meist mit einem Prolaps des Glaskörpers einher und kann durch einen Pupillarblock oder durch eine Abdeckung des Lig. pectinatum den

## LITERATUR

Kammerwasserabfluss reduzieren (SLATTER 1990). Läsionen der Linsenkapsel, bedingt durch Traumata, können zu einer Endophthalmitis phacoanaphylactica führen. Diese kann aber auch aus hypermaternen Katarakten entstehen (ANDERSON und BUYUKMIHCI 1983, PFEGEHAAR und SCHÄFFER 1992) und zu Sekundärglaukomen führen. Eine Schädigung der Linse kann sowohl die Ursache, als auch die Wirkung eines Sekundärglaukoms sein (BROOKS et al. 1983b).

### **2.7.4.4 Tumorös bedingte Sekundärglaukome**

Intraokulare Neoplasien können über eine Infiltration des Kammerwinkels den Kammerwasserabfluss direkt behindern, oder durch einen Druck von hinten auf die Iris den Kammerwinkel physikalisch verkleinern (SLATTER 1990). Daneben sind Hyphaema oder eine erhöhte Zelldichte des Kammerwassers mit Tumoren am Auge assoziiert, was genauso Kammerwasserabflussstörungen verursacht (LATIMER 1994). RICH (1989) berichtete bei einem Edelpapagei über ein intraokulares Karzinom, welches viral bedingt war und zu einem milden Buphthalmus führte.

### **2.7.5 Lichtinduzierte Glaukome des Vogels**

Durch den Einsatz von speziellen Lichtprogrammen bei der Aufzucht von Vögeln kann die Morphologie des wachsenden Auges beeinflusst werden und es können bestimmte Krankheitskomplexe erzeugt werden. Damit gelten Vögel als geeignete Modelle in der Erforschung glaukomatöser Erkrankungen beim Menschen (LAUBER 1987,1991). Es können sowohl einzeln, als auch in Kombination gezielt Veränderungen am Auge, wie z. B. die axiale Bulbuslänge, die Vorderkammertiefe, die korneale Krümmung oder die Veränderung des intraokularen Drucks produziert werden. Die gewünschten Effekte hängen maßgeblich vom Umfang der Hell- und Dunkelphasen, sowie der Lichtintensität ab (SIOPEs et al. 1983). Beim Säuger sind lichtinduzierte Glaukome nicht bekannt (WHITLEY et al. 1984).

### 2.7.5.1 Lichtinduzierte Glaukome des Vogels (LIAG)

JENSEN und MATSON (1957) konnten bei Hühnern durch Aufzucht unter Dauerlicht ein Glaukom induzieren. Dieses, bei der Erforschung des Offenwinkelglaukoms eingesetzte Tiermodell, wurde unter dem Namen „light-induced avian glaucoma“ (LIAG) bekannt (LAUBER 1987).

Die charakteristischen morphologischen Veränderungen bei einem LIAG sind ein Buphthalmus (LAUBER et al. 1961), eine Abflachung der Korneakrümmung, eine retardierte Entwicklung der vorderen Augenkammer, eine Verengung des Kammerwinkels mit einem verringertem Abfluss mit einem daraus resultierendem IOD Anstieg (LAUBER und MCGINNIS 1966, SMITH et al. 1969), sowie eine Druckatrophie von Retina, Choroidea und Sklera (BRAUN 1995). Bereits nach vier Wochen ist ein beginnender Buphthalmus erkennbar. Erst einige Wochen später kommt es dann zu einer Reduktion des Kammerwasserabflusses. Der Augeninnendruck erhöht sich allerdings erst mit der 16. bis 20. Woche (SHIVAPRASAD 1999). Wenn diese Vögel über einen längeren Zeitraum unter Dauerlicht gehalten werden, kann dies ebenfalls zur Bildung von Katarakten und/oder Netzhautablösungen führen. Ab 18 Monaten kam es zu knöchernen Metaplasien des Glaskörpers; mit zwei Jahren waren alle Tiere erblindet (LAUBER und MCGINNIS 1966).

Die primären Ursachen der Bulbusvergrößerung oder des IOD-Anstieges sind bisher noch unbekannt (WHTLEY et al. 1984, WILKINSON und HODOS 1991, LAUBER 1991). Außerdem wird diskutiert, ob es sich hierbei um ein Offenwinkel- oder ein Winkelblockglaukom handelt (LAUBER 1987). Weiterhin werden hormonelle Einflüsse, z.B. durch die Tyreoidea (LAUBER 1983), durch Glukokortikoide (OISHI und LAUBER 1986), durch Melatonin (LAUBER et al. 1986) oder durch Gonadotropine (OISHI und LAUBER 1973) bei der Entstehung von LIAGs diskutiert. Auch bei Truthühnern und Wachteln wurden LIAGs diagnostiziert. Bei den Wachteln treten allerdings die ersten Veränderungen erst mit dem sechsten Monat auf. Vor allem Albinowachteln scheinen sehr empfänglich für LIAG zu sein (LAUBER und CHENG 1989). MASLAK et al. (1986) fanden heraus, dass das Ausmaß des LIAGs vom Pigmentgehalt der jeweiligen Vogelspezies abhängig ist. So zeigen Albinos wesentlich früher Bulbusveränderungen, als normal pigmentierte Kontrolltiere. Bei Enten und Virginiauhus konnten unter gleichen Lichtbedingungen keine Glaukome, sondern nur Katharakte gefunden werden (SHIVAPRASAD 1999).

## LITERATUR

Unter dem Namen „Turkey Blindness Syndrome“ beschrieben BARNETT et al. (1971) eine Erkrankung bei Truthühnern, wobei es sich um eine degenerative Endophthalmitis einhergehend mit einer Ablatio retinae, einem Glaukom und einer Blindheit handelt (PATTISON et al. 1973). Blindheit wurde zuerst bei 2-30% aller adulten Zuchthennen gefunden und führte zu Legestörungen. Uni- oder bilaterale Bulbusvergrößerungen traten zusammen mit einer Abflachung der Korneakrümmung und einer Verengung des iridokornealen Winkels auf. In einer histologischen Untersuchung wurde des Weiteren eine Chorioiditis mit verdickter, ödematisierender, fibrosierender und entzündeter Choroidea gefunden. Außerdem waren die Netzhäute abgelöst. Später konnte dieser Zustand von ASHTON et al. 1973 durch eine Dauerlichtexposition bei Versuchstieren über einen Zeitraum von sechs Wochen reproduziert werden. Die Tatsache, dass vermutlich das Licht als primäre Ursache diese Veränderungen hervorrief, ließ auf das Stattfinden einer photochemischen Reaktion mit einer Bildung von freien Radikalen schließen (RILEY und SLATTER 1969). Daher sind die unter dem Namen „Turkey Blindness Syndrome“ bekannten Veränderungen möglicherweise auf die Aufzucht unter künstlichem Dauerlicht zurückzuführen (SHIVAPRASAD 1999).

### **2.7.6 Andere lichtinduzierte aviäre Glaukome**

Ein anderes Beispiel für lichtinduzierte okulare Veränderungen bei Vögeln stellt die Tatsache dar, dass bei der Aufzucht von Hühnerküken bei konstanter Dunkelheit ebenfalls ein Glaukom hervorgerufen werden konnte (CHIU et al. 1975, JENKINS et al. 1979, WHITLEY et al. 1985). Es kam dabei in den ersten Wochen zu einer Vergrößerung des Bulbus mit einem Anstieg des IOD. Allerdings sinkt der IOD im Laufe der Zeit wieder ab, obgleich die Vergrößerung des Bulbus voranschreitet; daneben kann es zu einer Druckatrophie der drei Augenhüllen und zu einer Abflachung der Korneakrümmung kommen. Im Unterschied zum LIAG kommt es hier allerdings zu einer Abnahme der Hornhautdicke (JENKINS et al. 1979).

Verschiedene andere Systeme führten neben der Aufzucht unter Dauerlicht oder konstanter Dunkelheit ebenfalls zu Vergrößerungen des Bulbus bei Hühnern. CHIU et al. (1975) und LAUBER und KINNEAR (1979) konnten einen durch Dämmerungslicht induzierten Buphthalmus erzeugen, allerdings ohne die beteiligten Mechanismen erklären zu können. Durch das Verschließen der Augen mittels

## LITERATUR

Lidnaht, Augenklappe, Brillen oder Plastikkontaktlinsen konnten ebenfalls Vergrößerungen des Auges erzeugt werden (LAUBER und OSHI 1987). WILKINSON und HODOS (1991) konnten bei ähnlichen Versuchen keinen signifikanten IOD-Anstieg feststellen.

### 3 Material und Methoden

#### 3.1 Versuchsplanung

Die Untersuchungen wurden zwischen April 2008 und August 2009 in der Klinik für Vögel der Ludwig-Maximilians-Universität München mit Hilfe der Aktionsgemeinschaft Eulen und Greifvogelschutz (AGES) und der Firma AcriTech durchgeführt.

Die Zielsetzung der vorliegenden Dissertationsschrift war es, über den routinemäßigen Einsatz der Reboundtonometer TonoVet® und TonoLab® im Vergleich zum TonoPen XL® in der Ornitho - Ophthalmologie Aufschluß zu geben. KORBEL (1994a) und BRAUN (1995) belegten bereits den erfolgreichen Einsatz des Tonopen XL® am Vogelauge und legten für viele Vogelspezies Referenzwerte vor. Auch BRAUN (1995) erstellte für 15 Spezies aus 11 Ordnungen Kalibrationskurven für den Tonopen XL®. Damit kann der Tonopen XL® in der Ornitho-Ophthalmologie als Goldstandard angesehen werden. Das Ziel dieser Arbeit ist es, die Meßergebnisse der Reboundtonometer mit denen des Tonopen XL® zu vergleichen, um eine mögliche Anwendung am Vogelauge mit dazugehörigen Referenzwerten zu etablieren und für diese Reboundtonometer Kalibrationskurven zu erstellen. Des Weiteren werden im Zuge dieser Arbeit für weitere Spezies Referenzwerte festgelegt.

#### 3.2 Durchführung der Tonometrie

Für die IOD-Messungen wurden zum einen der TonoPen XL® (Vertrieb Deutschland: Fa. Mentor Deutschland GmbH, Neufahrn), und zum anderen der TonoVet® und TonoLab® (Tiolat, Helsinki, Finland, Vertrieb Deutschland AcriTech, Henningsdorf) verwendet.

##### 3.2.1 TonoPen XL®

Der TonoPenXL® arbeitet nach dem Mackay-Marg-Prinzip (1959). Der Augeninnendruck wird durch wiederholtes, oberflächliches Touchieren der



## MATERIAL UND METHODEN

anästhesierten Kornea ermittelt. Dabei wird die Spitze des Tonometers (Durchmesser 3 mm), die einen Mikromessgrößenumformer beinhaltet (Durchmesser 1,03 mm) vorsichtig mit der kreisrunden Kontaktfläche des Messkopfes zentral und plan auf die Kornea aufgesetzt, ohne diese einzudellen. Ein in dem Gerät integrierter Mikroprozessor analysiert die aufgenommene Druckwelle des IOD und wandelt diese in ein elektrisches Signal um. Auf dem Flüssigkeitsdisplay wird nun dieser Einzelwert in mmHg (internat. Gültige Maßeinheit: Pascal;  $\text{Pa} = \text{N/m}^2 = 7,5 \times 10^{-3} \text{ mmHg}$ ) gleichzeitig mit einem akustischen Signal angezeigt. Der TonoPen XL® bildet aus 2 bis 10 gültigen Einzelmessungen einen Mittelwert; dabei wird die statistische Zuverlässigkeit der durchschnittlichen Messergebnisse als Koeffizient (<5%, 10%, 15%, 20%, >20%) angezeigt. Der TonoPen XL® kann lageunabhängig, also in beliebiger Stellung, den IOD ermitteln. Die Spitze des TonoPen XL® wird von einer „Ocu-Film“ Schutzhülle umgeben. Dies ist wichtig, da diese Hülle einerseits ein Bestandteil des Meßsystems ist, aber auch den Mikroprozessor vor Verschmutzungen und Beschädigung schützt. Durch das Wechseln der Schutzhülle nach jedem Patienten wird einer Keimübertragung vorgebeugt. Die Kalibration des TonoPen XL® wurde im Zuge der Herstellung durchgeführt. Allerdings ist vor der routinemäßigen Anwendung eine Autokalibration durchzuführen.



**Abb. 1** TonoPenXL® (KORBEL©)



**Abb. 2** Tonometrie mittels TonoPenXL® (KORBEL©)

### 3.2.2 TonoVet® und TonoLab®

Der TonoVet® und der TonoLab® basieren beide auf dem gleichen Prinzip, dem Rebound-Prinzip. Die beiden Geräte unterscheiden sich nur in einem Punkt voneinander: Der TonoVet® ist für größere Augen, wie Hunde- und Pferdeaugen

## MATERIAL UND METHODEN

vorkalibriert worden. Außerdem existiert bei diesem Gerät die Möglichkeit, Messungen ohne eine Kalibration durchzuführen. Beim TonoLab® beschränkt sich die Kalibration auf Ratten- bzw. Mäuseaugen. Die ermittelten Druckwerte werden in Millimeter Quecksilbersäule (mmHg) angezeigt; der mögliche Messbereich liegt nach Herstellerangaben zwischen 1 bis 99 mmHg. Im Gegensatz zum TonoPen XL® ist bei diesen Geräten die Anwendung eines Lokalanästhetikums nicht erforderlich. Das Prinzip der Rebound-Tonometrie beruht auf der Erfassung der Bewegungsparameter eines elektro-magnetisch beschleunigten Prüftips. Dieser Prüftip ist ein 50 mm langer metallischer Stift von 1 mm Durchmesser, an dessen einem Ende eine abgerundete Plastikspitze sitzt, welche mit der Kornea während des Messvorgangs in Kontakt tritt. Das hintere Ende besteht aus zehn zwei Millimeter großen Dauermagneten. Der Prüftip wird vor der Messung mit seinem Schaft in eine dafür vorgesehen Öffnung, die sich am Gerät befindet, eingeführt. Der Schaft, in dem sich der Prüftip befindet, wird im Gerät von zwei Magnetspulen umgeben. Nach Auslösen des Gerätes erzeugt eine dieser Magnetspulen ein magnetisches Feld, welches auf die Dauermagneten des Prüftips einwirkt und diesen nun in Richtung Kornea vorschnellen lässt. Von dort prallt er ab und gelangt in seine Ausgangsposition zurück. Durch diese Bewegung wird von der zweiten Magnetspule eine bestimmte Spannung aufgebaut, die abhängig von den Bewegungsparametern des Prüftips ist. In verschiedenen experimentellen Studien konnten die Bewegungsparameter, wie die Zeit des Kontaktes mit der Kornea und die Rückkehrgeschwindigkeit und die Verzögerungszeit des Prüftips einem bestimmten IOD zugeordnet werden (KONTIOLA 1997, KONTIOLA 2000, KONTIOLA et al. 2001, DANIAS et al. 2003).



**Abb.3:** TonoVet® mit eingelegter Messsonde

## MATERIAL UND METHODEN

Das Auslösen des Tonometers geschieht durch das Drücken der Messtaste. Zur Ermittlung des IOD sind sechs aufeinanderfolgende Teilmessungen nötig, wobei nach jeder Teilmessung der ermittelte IOD auf dem Display angezeigt wird. Der sechste und letzte Messwert zeigt den aus den vorangegangenen Teilmessungen errechneten Mittelwert an. Dies entspricht einer gültigen Messung. Abgesehen von der Angabe des IOD ermittelt der TonoVet®, die sich aus den Berechnungen ergebene Standardabweichung. Diese wird in vier qualitativ unterschiedliche Kategorien, nämlich hoch, mittel, gering oder vernachlässigbar auf dem Display angezeigt.



Abb.4: Tonometrie mittels TonoVet® beim Mäusebussard



Abb.5: Tonometrie mittels TonoLab® beim Wellensittich

Die Tonometrie gehört zu den routinemäßigen ophthalmologischen Untersuchungen und wird am fixierten Patienten durchgeführt (KORBEL 1994 a). KORBEL (1992 b) standardisierte die für die Fixierung wichtigen Zwangsmaßnahmen. Sie sollen den Patienten ruhig stellen, damit sich der Patient nicht übermäßig aufregt, was ansonsten zu Verfälschungen der Messergebnisse führen würde, bzw. im schlimmsten Fall in einem Schockzustand enden könnte. Des Weiteren sollen dadurch Verletzungen des Vogels, aber auch des Untersuchers vermieden werden, um eine ordnungsgemäße ophthalmologische Untersuchung zu gewährleisten (KORBEL 1994a). Um eine so stressfreie Untersuchung wie möglich zu gewährleisten, ist eine Hilfsperson unumgänglich. Sie fängt den Patienten mit einem raschen und beherzten Griff ein und fixiert den Vogel entweder im „Zangengriff“ oder im „Kappengriff“. Damit kann der Patient für die folgende ophthalmologische Untersuchung optimal positioniert werden. Der „Zangengriff“ wird bei kleineren Vögeln angewandt. Hierbei umfasst die Hand der Hilfsperson mit dem Zeigefinger und Daumen den Kopf beidseits am Kiefergelenk. Mit der anderen Hand kann die

## MATERIAL UND METHODEN

Hilfsperson nun die Schwingen und Ständer des Tieres fixieren. Beim „Kappengriff“, der immer bei größeren, kräftigeren und wehrhaften Tieren angewandt werden sollte, fixiert die Hilfsperson den Kopf des Patienten mit dem Mittelfinger und Daumen am Kiefergelenk, wobei der Zeigefinger als Unterstützung auf dem Kopf liegt. Die Fixation der Ständer und Schwingen erfolgt wie oben, wobei eine Decke oder ein Handtuch bei der Fixierung hilfreich sein können. Die Hilfsperson hat im Besonderen darauf zu achten, dass die Vv. jugularis in keinsten Weise komprimiert werden.

Der Untersucher nimmt nun den TonoPenXL® wie einen Stift zwischen Daumen, Zeige- und Mittelfinger der einen Hand und stützt diese mit der anderen Hand so ab, dass er den Tonometer während der Messungen ruhig und gleichmäßig führen kann. Nun wird die zuvor anästhesierte Kornea touchiert, wobei bei einer akzeptablen, planen Touchierung ein akustisches Signal (eine Art „Knacken“) ertönt. Nicht jede Touchierung führt zu diesem Signal, da der Messkopf des TP nicht immer plan auf die Hornhaut aufgesetzt wird. Nach einer vorgegebenen Anzahl von gültigen Messungen gibt der TP durch ein akustisches Signal an, dass jetzt ein Durchschnittsmesswert gebildet wurde und der IOD abgelesen werden kann. Es werden nur Durchschnittsmesswerte, mit einer statistischen Zuverlässigkeit <5% verwendet.

Wird mit dem TonoVet® oder TonoLab® der IOD ermittelt, so wird das Gerät entweder vertikal oder horizontal gehalten, wobei darauf zu achten ist, dass der Prüftip immer im rechten Winkel zur Kornea steht. Der Prüftip ist 1 – 5 mm von der Kornea entfernt. Nun werden durch leichtes Drücken der Messtaste sechs aufeinanderfolgende Messungen durchgeführt, wobei der Plastikaufsatz des Prüftips die Kornea zentral berühren soll. Nach jeder korrekten Teilmessung erklingt ein akustisches Signal. Dieses Signal variiert, wenn es zu einer Fehlermeldung, also einem Messfehler kommt. Es sind sechs Messfehler möglich, die auf dem Display mittels Abkürzung E01 - E06 angezeigt werden. Es werden nur Mittelwerte mit einer geringen bzw. keiner Standardabweichung verwendet. Die Messreihen mittels TonoVet® wurden mit der Vorkalibration d für dog (Hund) und für den TonoLab® mit r für rat (Ratte) durchgeführt.

### 3.3 Versuchsreihen

Bei den Versuchsreihen besteht pro Gerät ein Messdurchgang aus drei aufeinanderfolgenden gültigen Messungen jeweils für den Oculus dexter (OD) und den Oculus sinister (OS), wobei immer mit dem OD begonnen wird, um eine routinemäßige Untersuchung zu ermöglichen. Als erstes wurde mit dem TonoVet®, dann mit dem TonoLab® und zum Schluss nach Applikation von Konjunktin und einer einminütigen Wartezeit der IOD mit dem TonoPen XL® gemessen. Nach der Bestimmung des IOD mit einem Gerät wurde eine mind. 30 Sekunden währende Pause eingelegt, um den Tonographieeffekt zu vermeiden.

Es wurden drei verschiedene Versuchreihen durchgeführt:

- Bestimmung der Messgenauigkeit des TonoVet® und TonoLab® im Vergleich zum TonoPen XL®
- Bestimmung der Messgenauigkeit des TonoVet® und TonoLab® an Augen verschiedener Vogelspezies mittels vergleichender tonometrischer und direkt manometrischer Messungen (Kalibrationskurven).
- Ermittlung von Referenzwerten für den TonoVet®, TonoLab® und TonoPenXL®

### 3.4 Probanden

Es wurden insgesamt 306 Vögel (21 Spezies aus 7 Ordnungen) zur Bestimmung von Referenzwerten und 16 Vögel (4 Spezies aus 3 Ordnungen) zur Kalibrationsbestimmung untersucht.

### 3.5 Bestimmung der Messgenauigkeit des TonoVet® und TonoLab® im Vergleich zum TonoPen XL® und Ermittlung von Referenzwerte

Zur Bestimmung der Messgenauigkeit des TonoVet® und TonoLab® im Vergleich zum TonoPen XL® und den dazugehörigen Referenzwerten wurden insgesamt 306 Vögel (21 Spezies aus 7 Ordnungen) untersucht. Die untersuchten Vögel wurden vor der Messung des IOD einer ophthalmologischen Untersuchung unterzogen, bei der

## MATERIAL UND METHODEN

sowohl die vordere Augenkammer mittels Diaskleralkegel, aber auch eine Funduskopie und Gonioskopie mittels Kopfophthalmoskop durchgeführt wurden. Nur ophthalmologisch unauffällige Vögel wurden in die Studie mit aufgenommen. Um statistisch auswertbare Werte zu ermöglichen, wurden von jeder Vogelspezies, soweit dies möglich war, mind. 15 Individuen untersucht. Alle Messungen wurden von zwei Personen durchgeführt, nämlich einer Hilfsperson, die für die Fixierung der Patienten zuständig war und der messenden Person. Die Messungen wurden immer von derselben Person durchgeführt, damit es zu keinen personenbezogenen Abweichungen kommen konnte. Alle Messungen erfolgten in einem Zeitfenster von 11.00 bis 13.00 Uhr, um die tagesrhythmischen Schwankungen weitestgehend auszuschließen. Bei jedem Vogel wurden für den OD und OS mit jedem der drei Geräte drei gültige Durchschnittsmesswerte ermittelt und diese wurden in dem dafür vorgesehenen Protokoll dokumentiert.

Innerhalb der verschiedenen Ordnungen wurden bei den Versuchsreihen folgende Spezies untersucht.

**Tabelle 2:** Verzeichnis untersuchter Vogelspezies (zool. Bezeichnung nach WOLTERS 1975-82)

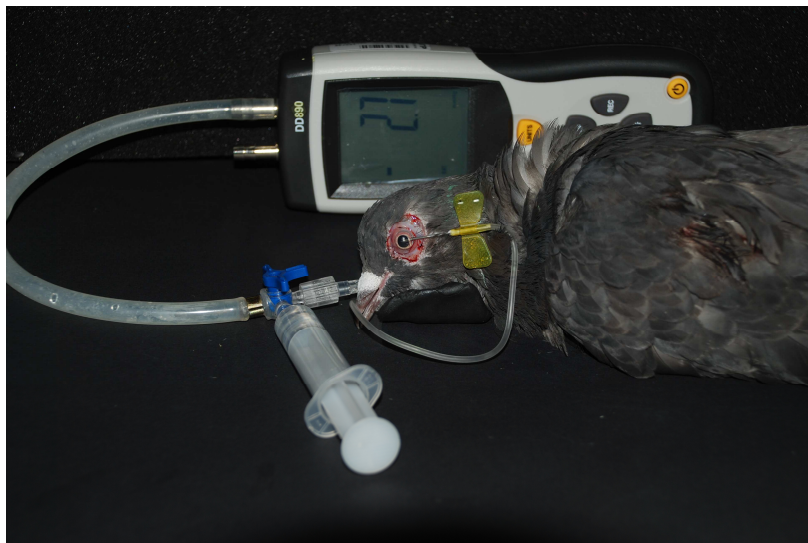
Spezies deutsch	Spezies lateinisch	Anzahl
<b>Phasianiformes (Hühnervögel)</b>		
Truthuhn	Meleagris gallopavo	16
Haushuhn	Gallus gallus	22
<b>Anatiformes (Entenvögel)</b>		
Hausgans	Anser anser	9
Moschusente	Cairina moschata	23
Laufente	Anas platyrhynchos	7
<b>Columbiformes (Taubenvögel)</b>		
Haustaube	Columba livia	23
<b>Psittaciformes (Papageienvögel)</b>		
Aras versch.	Ara ssp.	14
Amazonen versch.	Amazona ssp.	21
Kakadus versch.	Cacatua ssp.	10
Graupapageien	Psittacus erithacus	20
Unzertrennliche	Agarpornis ssp.	16
Nymphensittiche	Nymphicus hollandicus	20
Wellensittiche	Melopsittacus undulatus	22
<b>Strigiformes (Eulenvögel)</b>		

## MATERIAL UND METHODEN

Uhus	Bubo bubo	4
Schleiereule	Tyto alba	8
Waldohreule	Asio otus	6
Waldkauz	Strix aluco	9
Steinkauz	Athene noctua	13
<b>Falconiformes (Falken)</b>		
Wanderfalke	Falco peregrinus	6
Turmfalke	Falco tinnunculus	20
<b>Accipitriformes (Greifvögel)</b>		
Mäusebussard	Buteo buteo	17

### 3.6 Ermittlungen von Kalibrationskurven für verschiedene Vogelspezies

Da der TonoVet® und TonoLab® nicht über Kalibrationsmöglichkeiten für Vögel verfügen, müssen diese Geräte, um Rückschlüsse auf den tatsächlichen IOD und vergleichbare Druckmessungen zu ermöglichen, für das Vogelauge kalibriert werden. Die Kalibration wurde an 16 Vögeln (4 Spezies aus 3 Ordnungen) durchgeführt. Dies erfolgte durch den Vergleich direkt manometrisch eingestellter IOD-Werte (d.h. tatsächlicher Druck) mit den Messwerten des TonoVet® und TonoLab®. Hierbei sollte die Abweichung zwischen dem direkt gemessenen manometrischen und dem indirekt mit dem TonoVet® und TonoLab® gemessenen Druck ermittelt werden. Um statistisch auswertbare Werte zu bekommen, wurden von jeder Vogelspezies 4 Augenpaare untersucht.



**Abb. 3:** Versuchsaufbau zur manometrischen Kalibration der drei Tonometer



## MATERIAL UND METHODEN

Der Versuchsaufbau ist aus der Abbildung 3 ersichtlich. Hierzu wurden frisch verstorbene Vögel oder Vögel, die krankheitsbedingt euthanasiert werden mussten, verwendet. Die Augen wurden nicht enukleiert, sondern in der Orbita belassen, um die genauen Druckverhältnisse in vivo so gut es geht nachzustellen. Die Augen wurden minütlich mit einer BSS Distra-Sol-Lösung befeuchtet, um dem Austrocknen der Kornea vorzubeugen. Für die folgenden Messungen wurde ein geschlossenes System verwendet, welches vor dem eigentlichen Messvorgang auf Dichtigkeit überprüft wurde. Nachdem dem Vogel die Lider und die Nickhaut entfernt wurden, wurde eine translimbale Parazentese in die vordere Augenkammer mit einer 25 Gauge-Kanüle durchgeführt. Die Kanüle war über ein Dreiwegehahnssystem mit dem Manometer verbunden. Dabei wurde besonders darauf geachtet, dass die Kanüle ohne die Iris zu verletzen in die Mitte der Augenkammer eingeführt wurde. Vor dem Einstich muss sich in der Kanüle Flüssigkeit befinden, um sicher zu gehen, dass es zu keiner Blasenbildung in der vorderen Augenkammer kommt. Im Anschluss dazu wurde die Einstichstelle mit handelsüblichem Sekundenkleber versiegelt, um Leckagen zu vermeiden. An dem Dreiwegehahn war außerdem noch eine mit BSS gefüllte Spritze angebracht, mit der der Druck im Messsystem reguliert wurde, indem eine bestimmte Menge an BSS-Lösung in die vordere Augenkammer appliziert wurde. Wichtig dabei ist ebenfalls, dass das Messsystem blasenfrei blieb. Über die infundierte Menge an BSS-Lösung wurde der IOD in 5 mmHg Schritten von 5 mmHg bis auf 70 mmHg erhöht. Zu Beginn der Messungen wurde das Manometer durch Betätigung des Ausgleichschalters auf 0 mmHg tariert. Dabei musste darauf geachtet werden, dass sich alle zum System gehörigen Teile auf gleicher Höhe befanden, um den hydrostatischen Druck bei den Messungen auszuschließen. Bei jeder IOD - Einstellung wurden mit dem TonoVet® und TonoLab® jeweils für den OD und OS drei gültige Durchschnittsmesswerte ermittelt.

### 3.7 Statistische Auswertung

Für die statistische Auswertung der Daten wurde eine deskriptive Statistik unter der Annahme durchgeführt, dass es sich um normal verteilte Daten handelt.

Es wurde die Standardabweichung, die maximalen und die minimalen Werte für jedes Auge einzeln errechnet. Für die graphische Darstellung wurden Boxplots gewählt. Die untere beziehungsweise obere Linie der Box stellen das 25%-



## MATERIAL UND METHODEN

beziehungsweise 75%-Perzentil dar. Zum Vergleich der Ergebnisse der Tonometer untereinander wurde ein t-Test für verbundene Stichproben durchgeführt. Unterschiede zwischen den Ergebnissen wurden bei einem P-Wert  $p < 0,05$  als signifikant angesehen.

Für die manometrischen Testreihen wurden der Korrelationskoeffizient ermittelt und eine Regressionsanalyse durchgeführt. Zur Auswertung der Daten wurde das Programm SPSS 17.0 for Windows (SPSS Inc., Chicago) verwendet.

### 4. Ergebnisse

#### 4.1. Ermittlung von Referenzwerten

Nach fachgerechter Fixierung der Vögel konnte, wie auch von KORBEL (1992) und BRAUN (1995) beschrieben, der IOD mit dem TonoPenXL®, bei Vögel mit einem Korneadurchmesser von 9 mm und vorheriger Anästhesierung der Hornhaut, problemlos ermittelt werden. Hierzu waren zwischen 3 bis 7 Touchierungen der Kornea mit dem TonoPenXL® notwendig, um einen gültigen Mittelwert mit einer maximalen Varianz von 5% zu erhalten.

Mit dem TonoVet® und dem TonoLab®, bei denen die Kornea sechsmal touchiert werden muss und bei denen der IOD ohne Oberflächenanaesthesie ermittelt wird, zeigte sich ebenfalls, dass der IOD problemlos ermittelt werden konnte. Das besondere dieser Tonometer ist, dass der IOD auch bei Vögeln mit einem Korneadurchmesser von unter 9 mm ermittelt werden kann, so zum Beispiel von Agaporniden, Nymphen - und Wellensittichen. Ein weiterer Unterschied zum TonoPen XL® ist, dass es bei fast jedem Messvorgang zu einem gültigen Mittelwert mit einer akzeptablen Varianz kam. Auch bei Vögeln, die ihren Bulbus aktiv zurückziehen können, obwohl sie keinen M. retractur bulbi besitzen, wie z.B. bei Kakadus und Amazonen, konnte der IOD mittels TonoVet® und TonoLab® ebenfalls problemlos ermittelt werden, was den Vorgang der Tonometrie mit dem TonoPenXL® erschwerte.

Die unterschiedlichen Erregungszustände der einzelnen Vögel beeinflussten die Messwerte, sodass vor allem beim TonoPenXL® der korrekten Durchführung der Fixierung (KORBEL 1992 b) mit eventueller optischer Ruhigstellung vor der Tonometrie große Bedeutung beizumessen ist. Es zeigte sich, dass die untersuchten Vögel die Reboundmethode viel besser akzeptierten und die tonometrischen Messungen stressfreier für den Patienten abliefen.

Es wurden bei den verschiedenen Spezies weder signifikante Druckunterschiede zwischen dem rechten und linken Auge, noch zwischen weiblichen und männlichen Tieren, sowie zwischen den drei ermittelten Durchschnittswerten festgestellt.

Für jedes Tonometer wurde protokollarisch jeder Einzelmesswert festgehalten. Hierbei ist zu beobachten, dass ab einem Korneadurchmesser entsprechend der Größenordnung von Tauben, der TonoLab® einen viel zu hohen IOD anzeigte. Beim

## ERGEBNISSE

TonoVet® trat dies nur bei sehr großen Augen, wie bei denen der Mäusebussarde (*Buteo buteo*), Uhus (*Bubo bubo*) und Waldkäuze (*Strix aluco*) auf.

**Tabelle 3:** Darstellung der gewichteten IOD-Mittelwerte mit den max. und min. Werten und der Standardabweichung für das rechte und linke Auge bei allen mit dem TonoVet® untersuchten Vogelspezies. Zoologische Klassifikation nach Wolters (1975-82).

Nr.	Spezies	n	TonoVet OD	Stabw	MAX	MIN	TonoVet OS	Stabw	MAX	MIN
1	Hühner ( <i>Gallus gallus</i> )	22	16,6	2,21	23	13	15,5	1,85	22	12
2	Moschusente ( <i>Cairina moschata</i> )	23	13,7	1,47	17	11	12,9	1,63	16	9
3	Tauben ( <i>Columbus livia</i> )	23	11,7	1,21	16	9	11,6	0,93	15	10
4	Puten juv ( <i>Meleagris gallopavo domestica</i> )	16	9,8	1,09	13	8	9,4	0,87	12	8
5	Gänse ( <i>Anser anser</i> )	9	11,7	0,57	13	10	11,5	0,55	13	10
6	Laufenten ( <i>Anas platyrhynchos</i> )	7	12,1	0,62	14	11	12	0,8	14	10
7	Aras ( <i>Ara ssp.</i> )	14	11,7	1,19	15	9	12,2	1	14	9
	Gelbbrustara ( <i>Ara ararauna</i> )	11	10,9	1,25	15	9	11,2	1,04	14	9
	hellroter Ara ( <i>Ara macao</i> )	2	10,8	1,64	13	9	11,2	0,7	12	11
	dunkelroter Ara ( <i>Ara cholopecta</i> )	1	11,3		12	11	12,6		13	12
8	Kakadus ( <i>Cacatua ssp.</i> )	10	12	0,31	14	11	11,9	0,52	14	11
	Weißhauben ( <i>Cacatua alba</i> )	4	12,1	0,43	14	11	11,9	0,36	13	11
	Gelbhauben ( <i>Cacatua galerita</i> )	3	11,9	0,91	13	11,66	11,8	0,69	13	11
	Molukken ( <i>Cacatua moluccensis</i> )	1	12		13	11	12,66		14	11
	Rosa ( <i>Eolophus roseicapilla</i> )	1	12		13	11	11,33		12	11
9	Amazonen ( <i>Amazona ssp.</i> )	21	11,5	1,27	14	8	11,9	1,17	14	9
	Blaustirn ( <i>Amazona aestiva</i> )	9	11,9	1,14	14	10	12	1,21	15	9
	Gelbstirn ( <i>A. ochrocephala panamensis</i> )	3	11,4	0,51	13	10	11,7	0	12	11
	Venezuela ( <i>Amazona amazônica</i> )	3	10	1,33	13	9	11,8	0,69	13	11
	Blaubart ( <i>Amazona festiva</i> )	2	9,8	0,7	11	8	10,5	0,23	12	9
	Gelbnacken ( <i>Amazona auropalliata</i> )	2	12,7	0,33	14	12	12,8	0,5	14	12
	Gelbwangen ( <i>Amazona autumnalis</i> )	1	13		13	13	14		14	14
	Blaukronen ( <i>Amazona ventralis</i> )	1	9,7		11	9	10		11	9
10	Graupapagei ( <i>Psittacus erithacus</i> )	20	10,1	1,96	15	7	9,8	1,97	14	6
11	Agarporniden ( <i>Agarporus ssp.</i> )	16	10,3	0,38	12	9	10,1	0,4	11	9
12	Nymphensittiche ( <i>Nymphicus hollandicus</i> )	20	7,8	1,07	11	5	7,8	1,19	13	6
13	Wellensittiche ( <i>Melopsittacus undulatus</i> )	22								
14	Uhu ( <i>Bubo bubo</i> )	4	15,1	1,34	17	13	15,3	0,87	17	12

## ERGEBNISSE

15	Schleiereule ( <i>Tyto alba</i> )	8	14	1,01	16	12	14,6	0,87	17	12
16	Waldohreule ( <i>Asio otus</i> )	6	11,8	0,95	14	8	12,1	1,18	15	10
17	Waldkauz ( <i>Strix aluco</i> )	9	16,8	1,06	19	13	17,8	1,22	20	14
18	Steinkauz ( <i>Athene noctua</i> )	13	14,9	0,4	17	14	15,1	0,59	17	14
19	Mäusebussard ( <i>Buteo buteo</i> )	17	32,5	2,8	38	25	31,2	2,78	39	24
20	Wanderfalken ( <i>Falco peregrinus</i> )	6	14,7	0,29	16	13	15,2	0,78	17	13
21	Turmfalken ( <i>Falco tinnunculus</i> )	20	12,5	0,63	14	10	12,3	0,88	15	10
		306								

**Tabelle 4:** Darstellung der gewichteten IOD-Mittelwerte mit den max. und min. Werten und der Standardabweichung für das rechte und linke Auge bei allen mit dem TonoPenXL® untersuchten Vogelspezies. Zoologische Klassifikation nach Wolters (1975-82).

Nr.	Spezies	n	TonoPen OD	Stabw	MAX	MIN	TonoPen OS	Stabw	MAX	MIN
1	Hühner ( <i>Gallus gallus</i> )	22	14,1	1,66	18	11	13,9	1,72	18	11
2	Moschusente ( <i>Cairina moschata</i> )	23	10,7	1,27	14	8	10,2	1,02	14	8
3	Tauben ( <i>Columbus livia</i> )	23	11	1,01	15	8	10,7	0,81	14	9
4	Puten juv. ( <i>Meleagris gallopavo domestica</i> )	16	13,9	1,1	16	9	13,6	0,82	16	11
5	Gänse ( <i>Anser anser</i> )	9	10,6	0,4	12	9	10,6	0,67	12	9
6	Laufenten ( <i>Anas platyrhynchos</i> )	7	11,6	0,8	14	9	11,5	0,85	14	9
7	Aras ( <i>Ara ssp.</i> )	14	11,5	0,98	14	8	11,5	1,11	14	8
	Gelbbrust ( <i>Ara ararauna</i> )	11	10,5	0,97	14	8	10,7	1,22	14	8
	hellroter ( <i>Ara macao</i> )	2	11	0	12	10	10,8	1,17	12	10
	dunkelroter ( <i>Ara cholopectera</i> )	1	10,3		13	12	11,3		12	9
8	Kakadus ( <i>Cacatua ssp.</i> )	10	11,7	0,64	13	10	11,6	0,4	13	10
	Weißhaube ( <i>Cacatua alba</i> )	4	11,7	0,76	13	10	11,7	0,39	13	11,33
	Gelbhaube ( <i>Cacatua galerita</i> )	3	11,2	0,38	12	10	11,3	0,33	13	10
	Molukken ( <i>Cacatua moluccensis</i> )	1	12,33		13	12	11,66		12	11
	Rosa ( <i>Eolophus roseicapilla</i> )	1	12		13	11	12		13	11
9	Amazonen ( <i>Amazona ssp.</i> )	21	11,3	1,34	14	9	11,5	1,47	15	6
	Blaustirn ( <i>Amazona aestiva</i> )	9	11,7	0,83	14	10	12,1	1,23	15	10
	Gelbstirn ( <i>A. ochrocephala panamensis</i> )	3	11,7	1,66	14	9	11,4	1,07	14	10
	Venezuela ( <i>Amazona amazonica</i> )	3	9,5	1,07	12	9	9,2	1,83	13	6
	Blaubart ( <i>Amazona festiva</i> )	2	11,2	3,06	14	8	10,3	0,47	11	9
	Gelbnacken ( <i>Amazona auropalliata</i> )	2	11,8	1,5	14	10	13,2	0,5	15	12
	Gelbwangen ( <i>Amazona autumnalis</i> )	1	10,3		11	10	11,3		12	11
	Blaukronen ( <i>Amazona ventralis</i> )	1	10		11	9	9,3		11	9
10	Graupapagei ( <i>Psittacus</i> )	20	9,4	1,91	13	5	10,2	2,03	14	5

## ERGEBNISSE

	erithacus)									
11	Agarporniden (Agarpornis ssp)	16								
12	Nymphensittiche (Nymphicus hollandicus)	20								
13	Wellensittiche (Melopsittacus undulatus)	22								
14	Uhu (Bubo bubo)	4	8,6	1,16	10	7	9,4	0,87	11	7
15	Schleiereule (Tyto alba)	8	15,1	0,88	17	13	15,3	1,1	17	13
16	Waldohreule (Asio otus)	6	11,7	1,96	16	8	11,7	1,36	15	9
17	Waldkauz (Strix aluco)	9	10,8	0,82	13	9	11,5	0,89	12	8
18	Steinkauz (Athene noctua)	13	12,8	0,71	15	11	12,6	0,73	15	11
19	Mäusebussard (Buteo buteo)	17	16,7	0,8	19	14	16,6	0,74	19	15
20	Wanderfalken (Falco peregrinus)	6	13,3	0,78	16	11	13,6	0,86	16	12
21	Turmfalken (Falco tinnunculus)	20	12,2	0,52	14	11	12,3	0,52	14	10
		306								

**Tabelle 5:** Darstellung der gewichteten IOD-Mittelwerte mit den max. und min. Werten und der Standardabweichung für das rechte und linke Auge bei allen mit dem TonoLab® untersuchten Vogelspezies. Zoologische Klassifikation nach Wolters (1975-82).

Nr.	Spezies	n	TonoLab OD	Stabw	MAX	MIN	TonoLab OS	Stabw	MAX	MIN
1	Hühner (Gallus gallus)	22	35,9	4,75	48	26	33,1	4,81	46	24
2	Moschusente (Cairina moschata)	23	27,6	4,18	37	20	25,6	4,72	35	17
3	Tauben (Columbus livia)	23	24	3,3	36	19	23,9	3,38	33	15
4	Puten juv (Meleagris gallopavo domestica)	16	20,8	2,5	30	16	19,7	1,6	24	15
5	Gänse (Anser anser)	9	32,3	1,58	39	29	31,7	2,27	35	27
6	Laufenten (Anas platyrhynchos)	7	33,6	2,66	40	29	34	2,11	41	30
7	Aras (Ara ssp.)	14	24,1	2,94	29	19	24,4	2,99	31	17
	Gelbbrustara (Ara ararauna)	11	21,7	2,58	27	19	22	2,27	29	17
	hellroter Ara (Ara macao)	2	23,5	2,59	25	20	23	2,35	26	19
	dunkelroter Ara (Ara cholopectera)	1	28		29	26	30		31	29
8	Kakadus (Cacatua ssp)	10	23,06	3,62	31	15	22,63	3,71	29	15
	Weißhaube (Cacatua alba)	4	24,3	2,2	31	19	23,5	0,96	29	21
	Gelbhaube (Cacatua galerita)	3	21,4	3,3	26	15	21,6	3,79	28	16
	Molukken (Cacatua moluccensis)	1	28		31	26	28,66		29	28
	Rosa (Eolophus roseicapilla)	1	17		19	15	15,66		17	15
9	Amazonen (Amazona ssp.)	21	26,4	4,1	31	15	26,9	4,15	33	14
	Blaustirn (Amazona aestiva)	9	26,5	4,24	31	15	26,8	4,51	33	14
	Gelbstirn (A. ochrocephala panamensis)	3	30	5	36	23	30,2	4,3	36	25
	Venezuela (Amazona amazonica)	3	24,8	1,66	29	23	26,5	1,34	30	24

## ERGEBNISSE

	Blaubart ( <i>Amazona festiva</i> )	2	22,7	0,94	24	21	23,7	2,35	28	21
	Gelbnacken ( <i>Amazona auropalliata</i> )	2	28,3	0,66	29	26	28	2	32	26
	Gelbwangen ( <i>Amazona autumnalis</i> )	1	29		31	27	29,3		30	28
	Blaukronen ( <i>Amazona ventralis</i> )	1	19		21	17	19		22	17
10	Graupapagei ( <i>Psittacus erithacus</i> )	20	21,2	4,89	35	14	20,5	6,06	38	10
11	Agarporniden ( <i>Agarpornis ssp</i> )	16	13,5	0,66	16	11	13,4	0,52	17	12
12	Nymphensittiche ( <i>Nymphicus hollandicus</i> )	20	11,6	1,84	18	7	11,7	1,31	16	9
13	Wellensittiche ( <i>Melopsittacus undulatus</i> )	22	9,9	0,43	12	9	9,9	0,82	13	8
14	Uhu ( <i>Bubo bubo</i> )	4	44,1	3,14	49	39	40,3	6,92	51	31
15	Schleiereule ( <i>Tyto alba</i> )	8	32,1	6,23	45	22	31,6	6,63	42	18
16	Waldohreule ( <i>Asio otus</i> )	6	23,7	2,34	29	18	23,9	2,75	29	19
17	Waldkauz ( <i>Strix aluco</i> )	9	35,1	3,31	46	24	35,2	4,99	43	22
18	Steinkauz ( <i>Athene noctua</i> )	13	34,7	4,18	48	28	34,7	4,23	50	30
19	Mäusebussard ( <i>Buteo buteo</i> )	17	83	2,92	88	75	80,6	3,2	88	72
20	Wanderfalken ( <i>Falco peregrinus</i> )	6	37,5	3,26	45	32	37,7	4,4	46	29
21	Turmfalken ( <i>Falco tinnunculus</i> )	20	28,7	4,99	40	19	27,7	4,33	37	20
		306								

### 4.2. Vergleich der unterschiedlichen Tonometer und deren Messwerte untereinander

Eine Übersicht der ermittelten Referenzwerte mit der dazugehörigen Standardabweichung und den Minimal- und Maximalwerten für jedes verwendete Tonometer sind in den Tabellen 3-5 aufgelistet.

#### 4.2.1 Hühnervögel (*Phasianiformes*)

Die Durchschnittswerte der 22 untersuchten Haushühner (*Gallus gallus*) liegen beim TonoVet® für den

OD bei 16,6 mmHg  $\pm$  2,20 mmHg (Spanne von 13 - 23 mmHg) und für den

OS liegt der Durchschnittswert bei 15,5 mmHg  $\pm$  1,85 mmHg (Spanne von 12 - 22 mmHg).

## ERGEBNISSE

Im Vergleich zum TonoVet® liegt der Durchschnittswert des TonoPen XL® für den OD bei 14,1 mmHg  $\pm$  1,66 mmHg (Spanne von 11-18 mmHg) und für den OS bei 13,9 mmHg  $\pm$  1,72 mmHg (Spanne 11 – 18 mmHg).

Der TonoVet® überbewertet die Messergebnisse für den OD um 2,5 mmHg und für den OS um 1,6 mmHg im Vergleich zum TonoPenXL®.

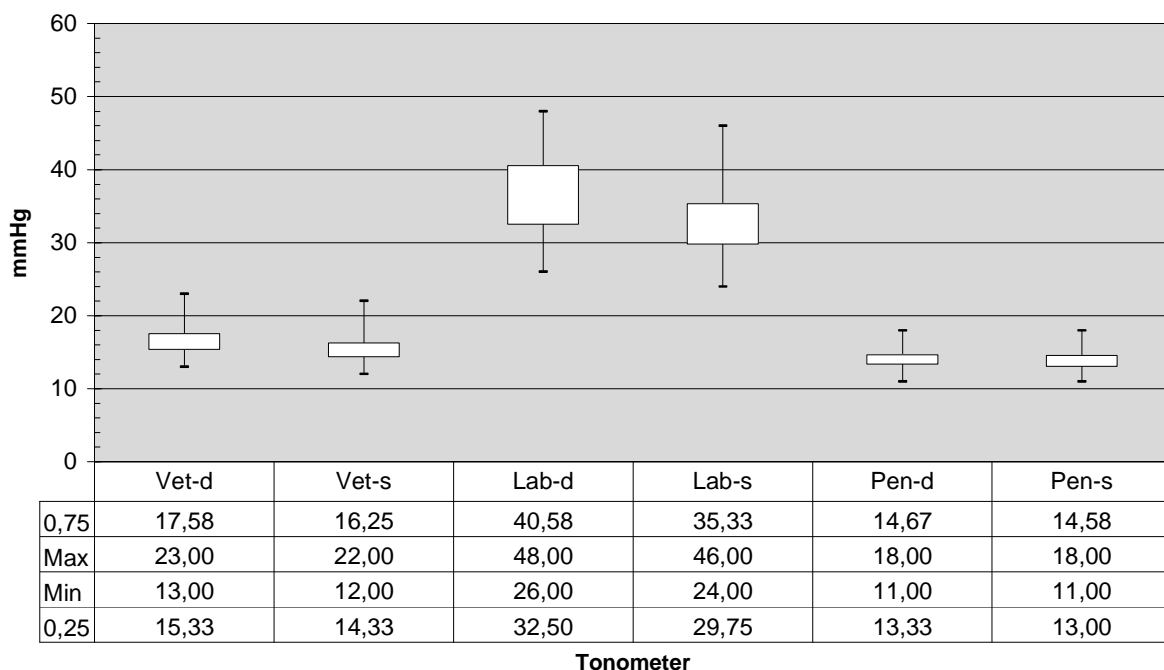
Es konnten signifikante Unterschiede zwischen diesen beiden Tonometern festgestellt werden ( $P=0,001$ )

Wie im Kapitel 4.1 berichtet sind die mit dem TonoLab® ermittelten IOD Werte viel zu hoch. So wurde bei Haushühnern für den

OD ein Durchschnittswert von 35,9 mmHg  $\pm$  4,75 mmHg (Spanne 26 – 48 mmHg) und für den

OS ein Durchschnittswert von 33,1 mmHg  $\pm$  4,80 mmHg (Spanne 24 – 46 mmHg) ermittelt.

Die Unterschiede dieser Werte sind so gravierend, dass sie weder mit dem TonoVet® noch mit dem TonoPenXL® erreicht wurden ( $P<0,001$ ).



**Graphik 1:** Übersicht der ermittelten Referenzwerte aller drei Tonometer bei Haushühnern (Gallus gallus)

## ERGEBNISSE

Die tonometrischen Messungen für die 16 untersuchten Truthühner wurden im juvenilen Stadium durchgeführt. Hier zeigte sich, dass der TonoVet® den IOD um 4 mmHg niedriger wiedergibt, als der TonoPenXL®. So lagen die Durchschnittswerte des TonoVet® für den

OD bei  $9,8 \text{ mmHg} \pm 1,1 \text{ mmHg}$  (Spanne 8 – 13 mmHg) und den

OS bei  $9,4 \text{ mmHg} \pm 0,9 \text{ mmHg}$  (Spanne 8 – 12 mmHg).

Die mit dem TonoPenXL® ermittelten Durchschnittswerte lagen für den

OD bei  $13,9 \text{ mmHg} \pm 1,1 \text{ mmHg}$  (Spanne 9 – 16 mmHg) und für den

OS bei  $13,6 \text{ mmHg} \pm 0,8 \text{ mmHg}$  (Spanne 11 – 16 mmHg).

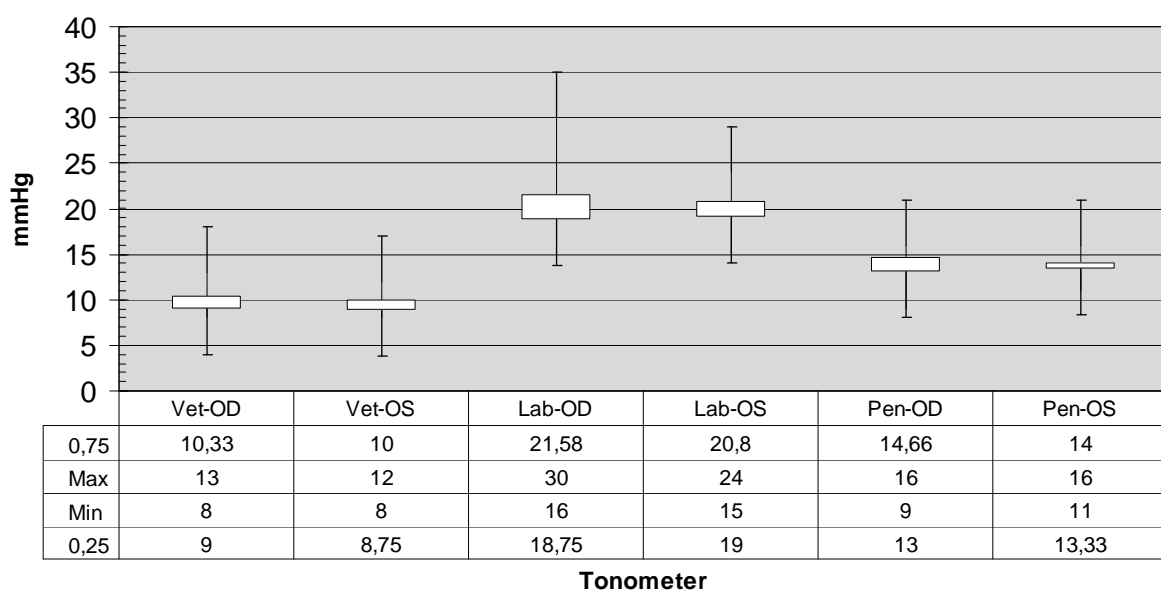
Ein signifikanter Unterschied dieser beiden Geräte konnte auch hier festgestellt werden ( $P < 0,001$ )

Die vom TonoLab® ermittelten Durchschnittswerte lagen mit 6,9 mmHg für den OD und 6,1 mmHg für den OS höher als die vom TonoPenXL® ermittelten Werte. Für den

OD wurde ein Durchschnittswert von  $20,8 \text{ mmHg} \pm 2,5 \text{ mmHg}$  (Spanne 16 – 30 mmHg) und für den

OS ein Durchschnittswert von  $19,7 \text{ mmHg} \pm 1,6 \text{ mmHg}$  (Spanne 15 – 24 mmHg) ermittelt.

Ein signifikanter Unterschied im Vergleich zu den beiden anderen Tonometern wurde festgestellt ( $P < 0,001$ ).



**Graphik 2:** Übersicht der ermittelten Referenzwerte aller drei Tonometer bei Truthühnern (*Meleagris gallopavo*)



## ERGEBNISSE

### 4.2.2 Entenvögel (Anatiformes)

Bei den Anatiformes wurden 23 Moschusenten, 9 Hausgänse und 7 Laufenten untersucht. Von diesen drei Spezies zeigten die Moschusenten den höchsten IOD mit

13,7 mmHg  $\pm$  1,5 mmHg (Spanne 11-17 mmHg) für den OD und

12,9 mmHg  $\pm$  1,6 mmHg (Spanne 9-16 mmHg) für den OS gemessen mit dem TonoVet®.

Auch hier liegen die Durchschnittswerte beim TonoVet® um 3 mmHg für den OD bzw. 2,2 mmHg für den OS höher, als die des TonoPen XL®. Die Durchschnittswerte dieses Tonometers ergaben für den

OD 10,7 mmHg  $\pm$  1,7 mmHg (Spanne 8-14 mmHg) und für den

OS 10,2 mmHg  $\pm$  1,0 mmHg (Spanne 8-14 mmHg).

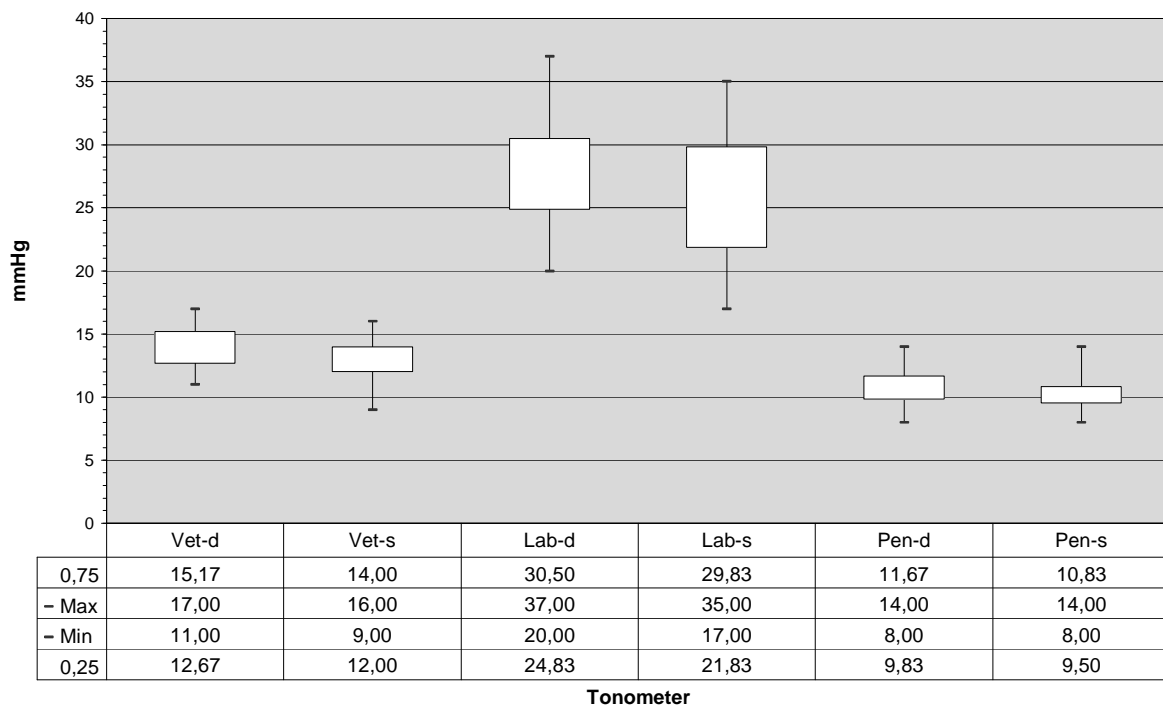
Auch hier konnte ein signifikanter Unterschied zwischen diesen beiden Tonomern festgestellt werden ( $P < 0,001$ ).

Der TonoLab® ermittelte für den

OD 27,6 mmHg  $\pm$  4,2 mmHg (Spanne 20-37 mmHg) und für den

OS 25,6 mmHg  $\pm$  4,7 mmHg (Spanne 17-35 mmHg).

Der Unterschied zu den anderen Tonomern ist stark signifikant ( $P < 0,001$ )



**Graphik 3:** Übersicht der ermittelten Referenzwerte aller drei Tonometer bei Moschusenten (*Cairina moschata*)

## ERGEBNISSE

Bei den Hausgänsen wurden folgende Durchschnittswerte für den TonoVet® ermittelt:

OD 11,7 mmHg  $\pm$  0,6 mmHg (Spanne 10-13 mmHg) und

OS 11,5 mmHg  $\pm$  0,60 mmHg (Spanne 10-13 mmHg).

Für den TonoPenXL® konnten folgende Ergebnisse ermittelt werden:

OD 10,6 mmHg  $\pm$  0,4 mmHg (Spanne 9-12 mmHg) und

OS 10,6 mmHg  $\pm$  0,7 mmHg (Spanne 9-12 mmHg).

Die Unterschiede betragen für den OD 1,1 mmHg und 0,9 mmHg für den OS. Ein signifikanter Unterschied zwischen beiden Tonometern besteht nicht ( $P=0,126$ ).

Die vom TonoLab® ermittelten Durchschnittswerte lagen mit

32,3 mmHg  $\pm$  1,6 mmHg (Spanne 29-39 mmHg) für den OD und

31,7 mmHg  $\pm$  2,3 mmHg (Spanne 27-36 mmHg) für den OS

um über 20 mmHg höher als die des TonoVet® und des TonoPen XL®.

Auch hier ist ein signifikanter Unterschied auszumachen ( $P<0,001$ ).

Die ermittelten Werte der Laufenten kommen denen der Gänse recht nah. So wurde mit dem TonoVet® für den

OD 12,1 mmHg  $\pm$  0,6 mmHg (Spanne 11-14 mmHg) und für den

OS 12 mmHg  $\pm$  0,8 mmHg (Spanne 10-14 mmHg) gemessen.

Die mit dem TonoPenXL® gemessenen Werte liegen nur geringfügig unter denen des TonoVet®. So betrug der IOD des

OD 11,6 mmHg  $\pm$  0,8 mmHg (Spanne 9-14 mmHg) und der des

OS 11,5 mmHg  $\pm$  0,85 mmHg (Spanne 9-14 mmHg).

Die mit dem TonoVet® ermittelten Werte lagen im Vergleich zum TonoPenXL® für beide Augen um 0,5 mmHg höher. Hier konnte kein signifikanter Unterschied zwischen den Geräten gefunden werden ( $P=0,289$ ).

Der TonoLab® ermittelte Durchschnittswerte für den

OD von 33,6 mmHg  $\pm$  2,7 mmHg (Spanne 29-40 mmHg) und für den

OS von 34 mmHg  $\pm$  2,1 mmHg (Spanne 30-41 mmHg).

Wie bei den Hausgänsen sind die Unterschiede zu den anderen Tonometern enorm. Sie liegen ebenfalls bei über 20 mmHg und weisen einen sehr signifikanten Unterschied auf ( $P<0,001$ ).

## ERGEBNISSE

### 4.2.3 Taubenvögel (Columbiformes)

Bei den Haustauben wurden 23 Individuen untersucht. Der Mittelwert des TonoVet® lag für den

OD um 0,7 mmHg höher als der des TonoPenXL® bei 11,7 mmHg  $\pm$  1,2 mmHg (Spanne 6-16 mmHg) und für den

OS um 0,9 mmHg höher bei 11,6 mmHg  $\pm$  0,9 mmHg (Spanne 10-15 mmHg).

Mit dem TonoPenXL® wurde ein Durchschnittswert von

11,0 mmHg  $\pm$  1,0 mmHg (Spanne 8-15 mmHg) für den OD und

10,7 mmHg  $\pm$  0,8 mmHg (Spanne 9-14 mmHg) für den OS festgestellt.

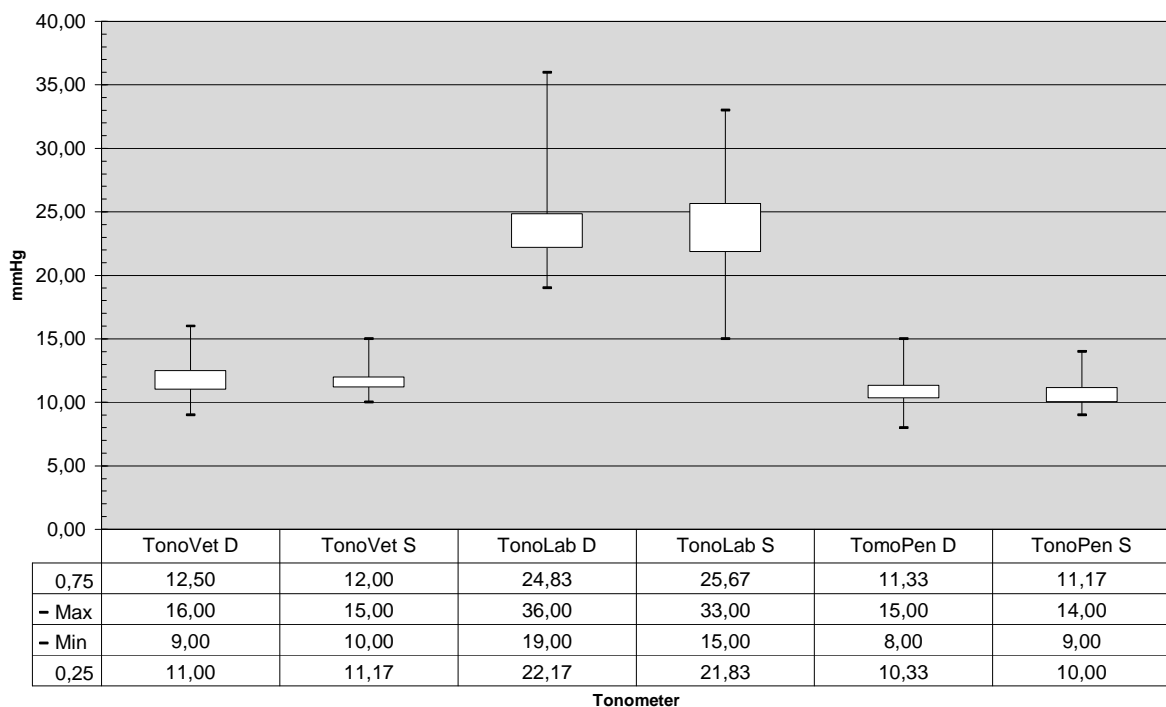
Hier besteht kein signifikanter Unterschied zwischen diesen beiden Tonometern (P=0,168).

Die mittels TonoLab® ermittelten Werte liegen wie gewöhnlich weit über denen der anderen Tonometer. So wurde für den

OD ein Durchschnittswert von 24 mmHg  $\pm$  3,3 mmHg (Spanne 19-36 mmHg) und den

OS ein Durchschnittswert von 23,9 mmHg  $\pm$  3,4 mmHg (Spanne 15-33 mmHg) ermittelt.

Auch hier ist ein stark signifikanter Unterschied zu erkennen (P<0,001).



**Graphik 4:** Übersicht der ermittelten Referenzwerte aller drei Tonometer bei Haustauben (Columbus livia)

### 4.2.4 Papageienvögel (Psittaciformes)

Bei den Psittaciformes wurde der IOD bei 14 Aras, 10 Kakadus, 21 Amazonen, 20 Graupapageien, 20 Nymphensittiche und 22 Wellensittiche bestimmt.

#### 4.2.4.1. Aras ssp

Alle Aras wiesen für den

OD einen Durchschnittswert von  $11,7 \text{ mmHg} \pm 1,2 \text{ mmHg}$  (Spanne 9-15 mmHg) und für den

OS einen Durchschnittswert von  $12,2 \text{ mmHg} \pm 1,00 \text{ mmHg}$  (Spanne 9-14 mmHg) gemessen mit dem TonoVet® auf.

Die Spezies mit dem höchsten IOD war der dunkelrote Ara mit einem IOD von  $11,3 \text{ mmHg OD}$  und  $12,6 \text{ mmHg OS}$ . Die Spezies mit dem niedrigsten IOD war der hellrote Ara mit einem IOD von  $10,8 \text{ mmHg OD}$  und  $11,2 \text{ mmHg OS}$ . Zwischen den unterschiedlichen Spezies wurde eine Varianz von  $0,9 \text{ mmHg}$  für den OD und  $1,2 \text{ mmHg}$  für den OS festgestellt.

Die mit dem TonoPenXL® ermittelten Werte lagen für den

OD mit  $11,5 \text{ mmHg} \pm 1,0 \text{ mmHg}$  (Spanne 8-14 mmHg) um  $0,2 \text{ mmHg}$  niedriger als die mit dem TonoVet® ermittelten Werte. Für den

OS wurde ein IOD von ebenfalls  $11,5 \text{ mmHg} \pm 1,1 \text{ mmHg}$  (Spanne 8-14 mmHg), also ein um  $1,1 \text{ mmHg}$  niedriger Wert als mit dem TonoVet® ermittelt.

Die Varianz des IOD bei allen Spezies betrug für den TonoPenXL® am

OD  $1,2 \text{ mmHg}$  und für den

OS  $0,8 \text{ mmHg}$ .

Zwischen diesen Geräten konnte kein signifikanter Unterschied festgestellt werden ( $P=0,404$ ).

Der TonoLab® ermittelte für den

OD einen IOD von  $24,1 \text{ mmHg} \pm 2,9 \text{ mmHg}$  (Spanne 19-29 mmHg) und für den

OS einen IOD von  $24,4 \text{ mmHg} \pm 3 \text{ mmHg}$  (Spanne 17-31 mmHg).

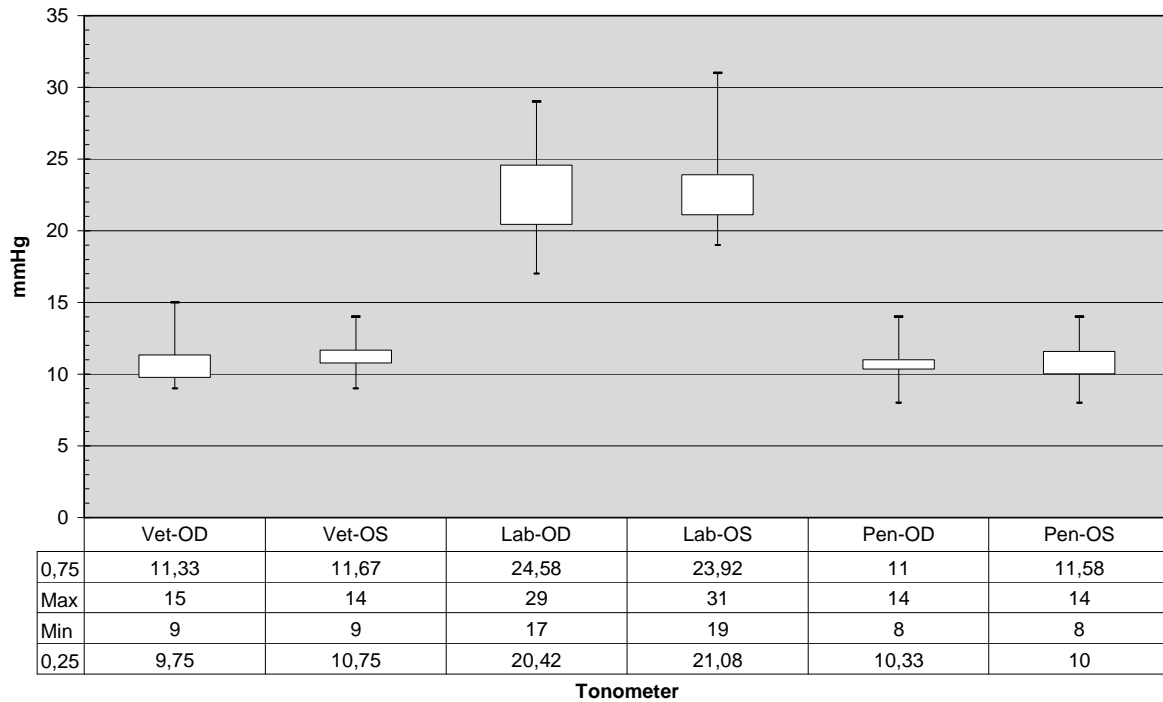
Der Druckunterschied zu den anderen Tonometern beträgt für den

OD  $13,6 \text{ mmHg}$  und für den

OS  $13,9 \text{ mmHg}$ .

Ein signifikanter Unterschied wurde festgestellt ( $P<0,001$ ).

## ERGEBNISSE



**Graphik 5:** Übersicht der ermittelten Referenzwerte aller drei Tonometer bei Aras (*Ara ssp.*)

### 4.2.4.2 Amazonen ssp.

Der mittels TonoVet® ermittelte durchschnittliche IOD bei den Amazonen betrug für den

OD 11,5 mmHg  $\pm$  1,3 mmHg (Spanne 8-14 mmHg) und für den

OS 11,9 mmHg  $\pm$  1,2 mmHg (Spanne 9-14 mmHg).

Diese Werte lagen für den TonoPenXL® für den

OD um 0,2 mmHg niedriger bei 11,3 mmHg  $\pm$  1,3 mmHg (Spanne 9-14 mmHg) und für den

OS lag der IOD um 0,4 mmHg niedriger bei 11,5 mmHg  $\pm$  1,5 mmHg (Spanne 6-15 mmHg).

Die Varianz des TonoVet® bei den unterschiedlichen Spezies lag bei

3,3 mmHg für den OD und

4 mmHg für den OS.

Die Varianz des TonoPenXL® bei den einzelnen Spezies betrug

2,3 mmHg für den OD und

4,1 mmHg für den OS.

## ERGEBNISSE

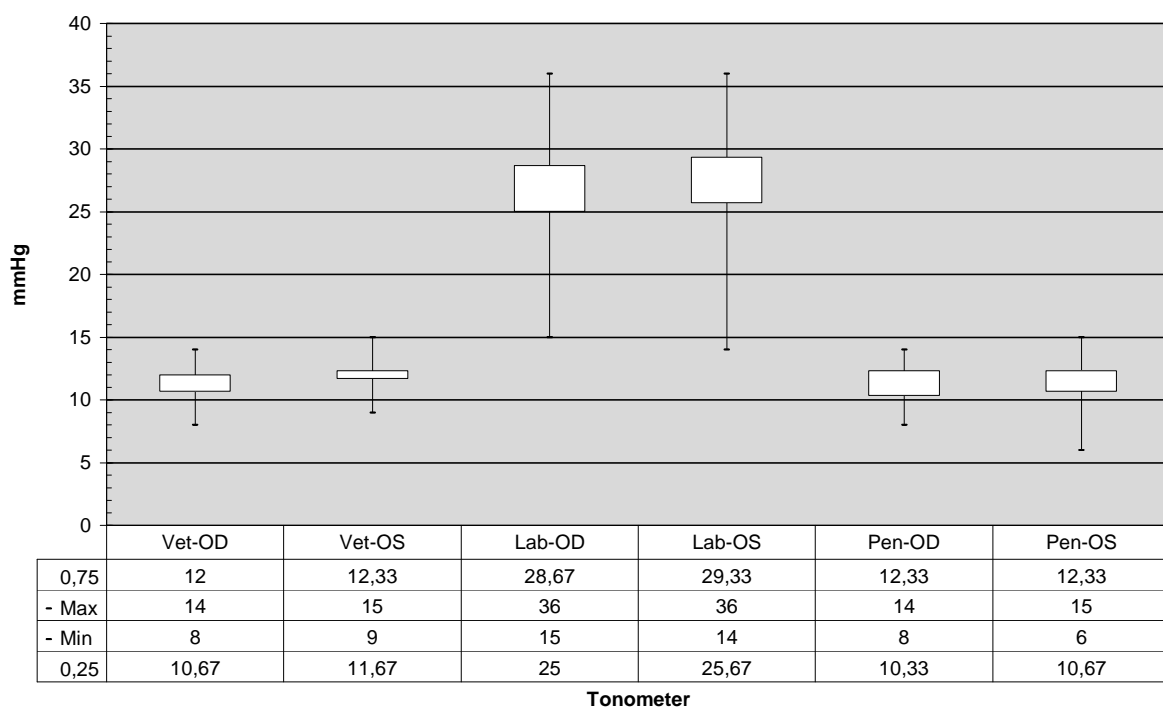
Zwischen diesen Geräten konnte kein signifikanter Unterschied festgestellt werden ( $P=0,570$ ).

Der TonoLab® ermittelte folgende IOD:

OD 26,4 mmHg  $\pm$  4,1 mmHg (Spanne 15-31 mmHg) und für den

OS 26,9 mmHg  $\pm$  4,2 mmHg (Spanne 14-33 mmHg).

Wie bei den anderen Spezies lagen auch hier die Durchschnittsmesswerte weit über denen, die mit dem TonoVet® bzw. dem TonoPenXL® ermittelt wurden und zwar um ca. 15 mmHg höher. Ein signifikanter Unterschied zu den anderen Geräten besteht ( $P<0,001$ ).



**Graphik 6:** Übersicht der ermittelten Referenzwerte aller drei Tonometer bei Amazonen (*Amazona ssp*)

### 4.2.4.3 Graupapageien

Bei den Graupapageien konnten für den TonoVet® folgende Durchschnittswerte ermittelt werden. So ergaben die Messungen für den

OD 10,1 mmHg  $\pm$  2,0 mmHg (Spanne 7-15 mmHg) und für den

OS 9,8 mmHg  $\pm$  2,0 mmHg (Spanne 6-14 mmHg).

Der mit dem TonoPenXL® ermittelte IOD lag für den

## ERGEBNISSE

OD um 0,6 mmHg niedriger als der mit dem TonoVet® ermittelte bei 9,4 mmHg  $\pm$  1,9 mmHg (Spanne 5-13 mmHg) und für den

OS um 0,4 mmHg höher bei 10,2 mmHg  $\pm$  2,0 mmHg (Spanne 5-14 mmHg).

Ein signifikanter Unterschied dieser beiden Geräte konnte nicht festgestellt werden ( $P=0,894$ ).

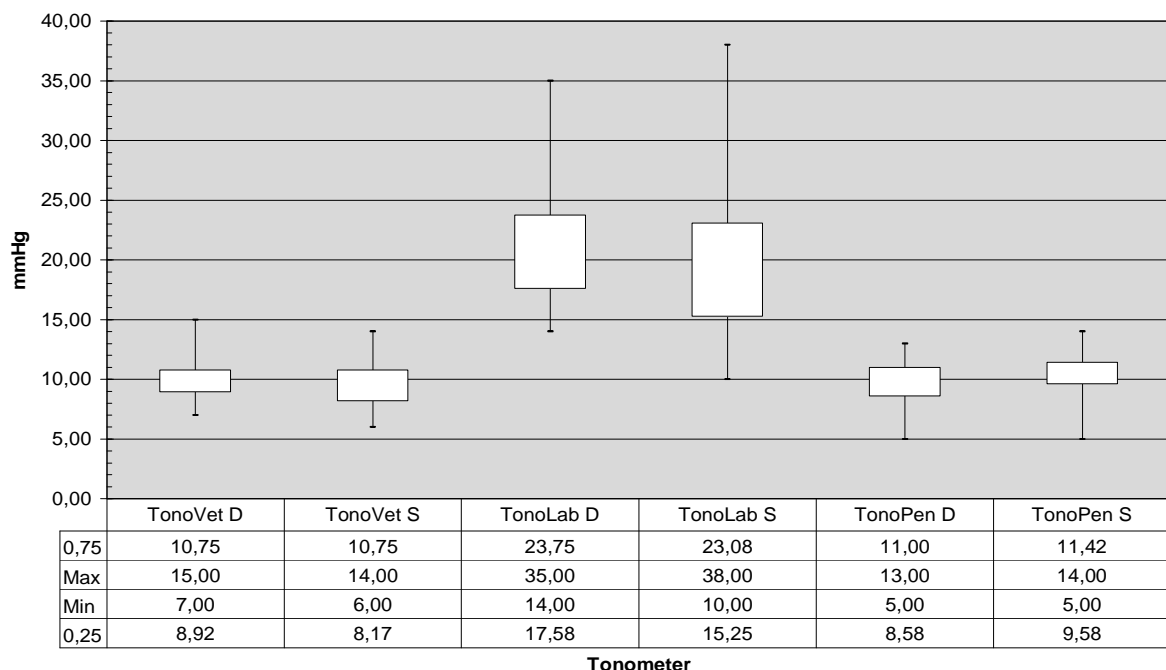
Die Durchschnittswerte, welche mit dem TonoLab® ermittelt wurden, lagen für den OD um 11,4 mmHg (TonoVet®) bzw. 11,8 mmHg (TonoPenXL®) höher. Hier lagen die Messungen für den

OD bei 21,2 mmHg  $\pm$  4,9 mmHg (Spanne 14-35 mmHg).

Für den OS lagen die IOD-Werte um 10,7 mmHg (TonoVet®) und 10,3 mmHg (TonoPenXL®) höher. Der Durchschnittswert lag für den

OS also bei 20,5 mmHg  $\pm$  6,1 mmHg (Spanne 10-38 mmHg).

Es besteht zwischen den Geräten wiederum ein sehr signifikanter Unterschied ( $P<0,001$ ).



**Graphik 7:** Übersicht der ermittelten Referenzwerte aller drei Tonometer bei Graupapageien (*Psittacus erithacus*)

## ERGEBNISSE

### 4.2.4.4 Kakadus ssp.

Die mit dem TonoVet® ermittelten Werte unterscheiden sich für den OD um gerade mal 0,2 mmHg und für den OS um 1,3 mmHg. Der IOD des OD war bei 12 mmHg  $\pm$  0,3 mmHg (Spanne 11-14 mmHg) und für den OS bei 11,9 mmHg  $\pm$  0,5 mmHg (Spanne 11-14).

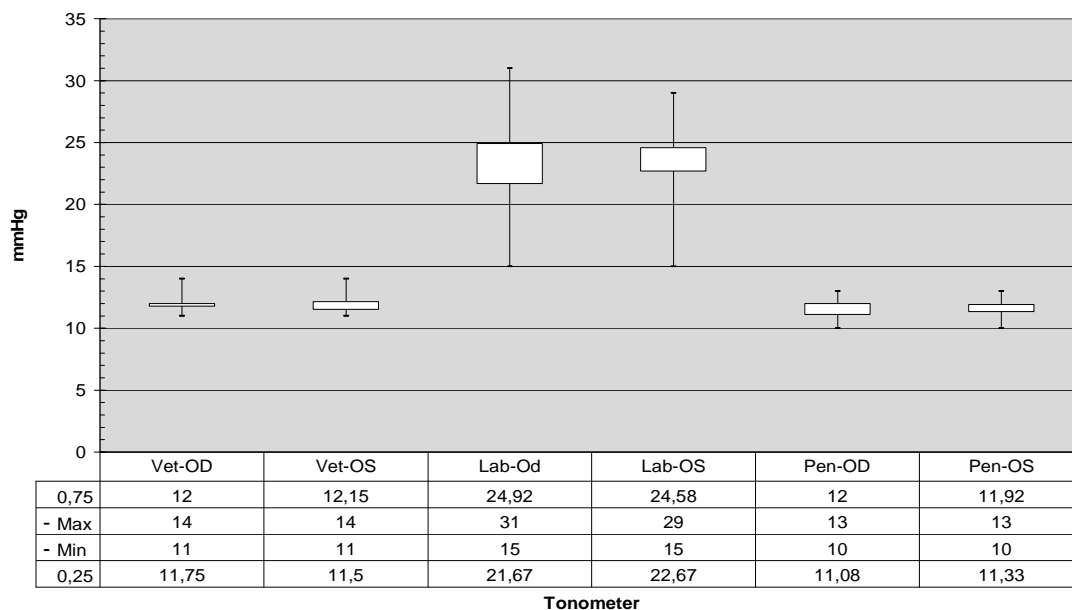
Der IOD mittels TonoPenXL® gemessen ergaben für den OD 11,7 mmHg  $\pm$  0,6 mmHg (Spanne 10-13 mmHg) und für den OS 11,6 mmHg  $\pm$  0,4 mmHg (Spanne 10-13).

An beiden Augen wurde ein um 0,3 mmHg niedriger IOD ermittelt, als mit dem TonoVet®. Ein signifikanter Unterschied zwischen diesen Geräten konnte nicht festgestellt werden ( $P = 0,310$ ).

Der mit dem TonoLab® ermittelten IOD lag für den OD bei 23,06 mmHg  $\pm$  3,6 mmHg (Spanne 15-31 mmHg) und für den OS bei 22,63 mmHg  $\pm$  3,7 mmHg (Spanne 15-29 mmHg).

Somit ermittelte der TonoLab® für den OD einen um 11,06 mmHg höheren IOD als der TonoVet® und 11,36 mmHg höheren IOD als der TonoPenXL®. Für den OS waren die Werte um 10,73 mmHg höher als die des TonoVet® und um 11,03 mmHg als der des TonoPenXL®.

Ein sehr signifikanter Unterschied besteht auch hier ( $P < 0,001$ ).



**Graphik 8:** Übersicht der ermittelten Referenzwerte aller drei Tonometer bei Kakadus (Cacatua ssp)



## ERGEBNISSE

### 4.2.4.5 Agarpornis ssp.

Wegen des recht kleinen Korneadurchmessers wurde der IOD bei dieser Spezies nur mit dem TonoVet® und dem TonoLab® ermittelt. Der IOD, mit dem TonoVet® gemessen, betrug für den

OD 10,3 mmHg  $\pm$  0,4 mmHg (Spanne 9-12 mmHg) und für den

OS 10,1 mmHg  $\pm$  0,4 mmHg (Spanne 9-11 mmHg).

Der mittels TonoLab® ermittelte IOD lag, wie bei allen anderen Spezies, höher als der mittels TonoVet® ermittelte. Allerdings waren hier die Unterschiede nicht exorbitant. Für den

OD wurde ein IOD von 13,5 mmHg  $\pm$  0,7 mmHg (Spanne 11-16 mmHg) und für den

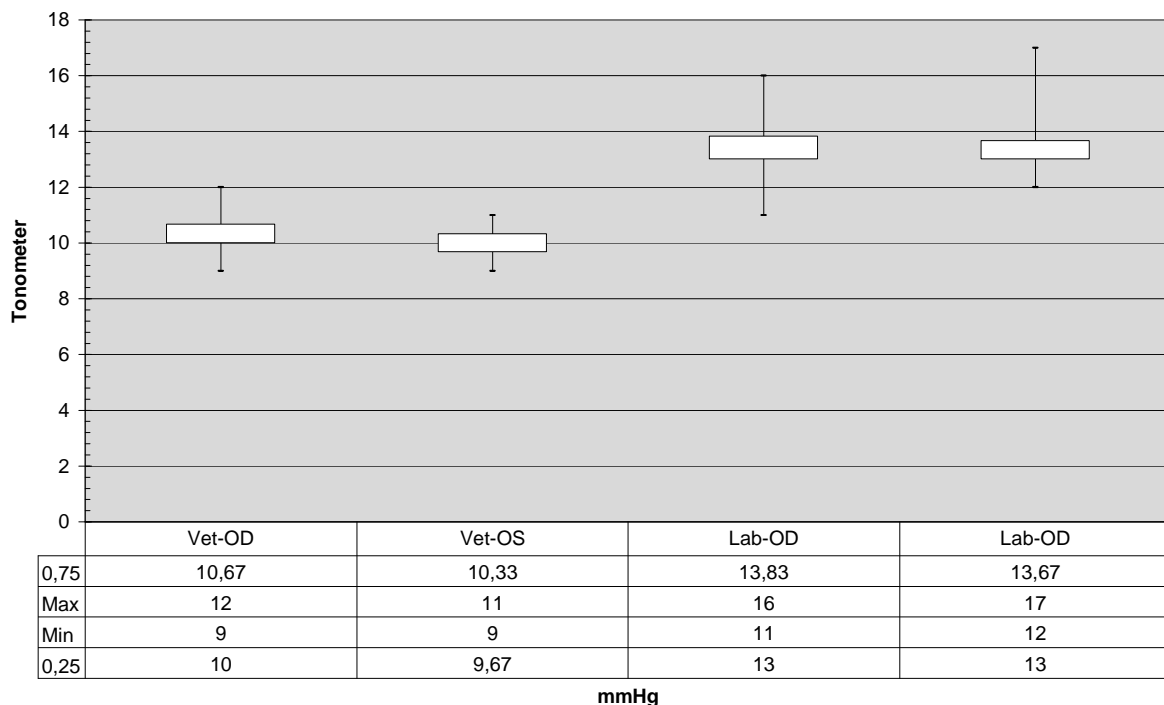
OS von 13,4 mmHg  $\pm$  0,4 mmHg (Spanne 12-17 mmHg) ermittelt.

Damit lagen die Werte des mittels TonoLab® ermittelten IOD für den

OD um 3,2 mmHg und für den

OS um 3,3 mmHg höher.

Auch hier konnte ein signifikanter Unterschied ermittelt werden ( $P < 0,001$ ).



**Graphik 9:** Übersicht der ermittelten Referenzwerte des TonoVet® und TonoLab® bei Agarporniden (Agarpornis ssp.)

## ERGEBNISSE

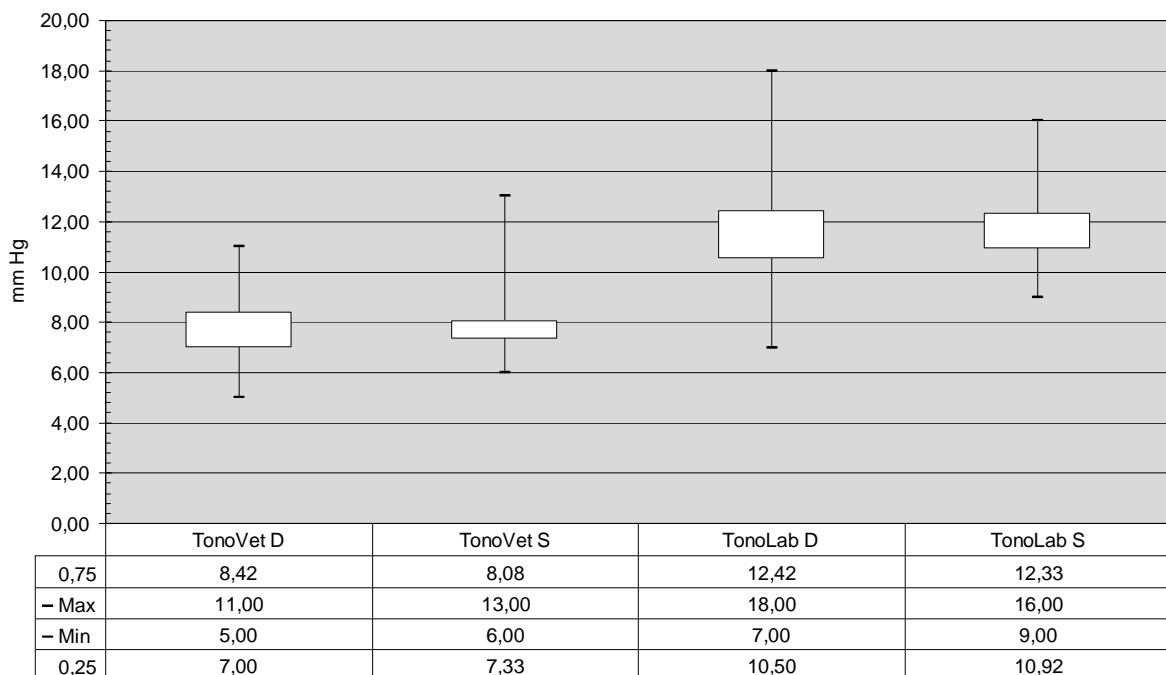
### 4.2.4.6 Nymphensittiche

Bei den Nymphensittichen wurde der IOD ebenfalls, aufgrund des zu kleinen Korneadurchmessers, nur mit dem TonoVet® und TonoLab® bestimmt. Auch hier ermittelte der TonoLab® für den OD einen um 3,8 mmHg und für den OS einen um 3,9 mmHg höheren IOD. Die mit dem TonoVet® ermittelten Durchschnittswerte lagen für den

OD bei 7,8 mmHg  $\pm$  1,1 mmHg (Spanne 5-11 mmHg) und für den OS ebenfalls bei 7,8 mmHg  $\pm$  1,2 mmHg (Spanne 6-13 mmHg).

Die vom TonoLab® ermittelten Werte ergaben einen IOD für den OD von 13,6 mmHg  $\pm$  1,8 mmHg (Spanne 7-18 mmHg) und für den OS von 13,7 mmHg  $\pm$  1,3 (Spanne 9-16 mmHg).

Auch bei dieser Spezies konnte ein signifikanter Unterschied ermittelt werden ( $P < 0,001$ ).



**Graphik 10:** Übersicht der ermittelten Referenzwerte des TonoVet® und TonoLab® bei Nymphensittichen (*Nymphicus hollandicus*)

### 4.2.4.7 Wellensittiche

Bei den Wellensittichen (*Melopsittacus undulatus*) ist der Korneadurchmesser so klein, dass der IOD nur noch mittels TonoLab® ermittelt werden konnte. Der IOD betrug für beiden Augen 9,9 mmHg. Die Standardabweichung lag für den OD bei 0,4 mmHg (Spanne 9-12 mmHg) und für den OS bei 0,8 mmHg (Spanne 8-13 mmHg).

### 4.2.5 Falconiformes

Es wurden in dieser Ordnung 6 Wanderfalken und 20 Turmfalken untersucht. Der Durchschnittliche IOD gemessen mit dem TonoVet® lag für den OD bei den Wanderfalken bei 14,7 mmHg  $\pm$  0,3 mmHg (Spanne 13-16 mmHg) und für den

OS bei 15,2 mmHg  $\pm$  0,8 mmHg (Spanne 13-17 mmHg).

Der TonoPenXL® ermittelte für den

OD einen Durchschnittswert von 13,3 mmHg  $\pm$  0,8 mmHg (Spanne 11-16 mmHg) und für den

OS von 13,6 mmHg  $\pm$  0,9 mmHg (Spanne 12-16 mmHg).

Auch bei dieser Spezies lagen die mit dem TonoVet® ermittelten Werte über denen des TonoPenXL® und zwar für den

OD um 1,4 mmHg und für den

OS um 1,6 mmHg.

Ein signifikanter Unterschied konnte festgestellt werden ( $P=0,028$ ).

Die mittels TonoLab® ermittelten Werte lagen für den

OD bei 37,5 mmHg  $\pm$  3,3 mmHg (Spanne 32-45 mmHg) und für den

OS bei 37,7 mmHg  $\pm$  4,4 mmHg (Spanne 29-46 mmHg).

Im Vergleich zum TonoVet® wurde der IOD für den

OD um 22,8 mmHg und für den

OS um 22,5 mmHg höher angegeben.

Im Vergleich zum TonoPenXL® gab der TonoLab® den IOD für den

OD um 24,2 mmHg und für den

OS um 24,1 mmHg höher an.

Es wurde ein sehr signifikanter Unterschied gefunden ( $P<0,001$ ).

## ERGEBNISSE

Bei den Turmfalken ermittelte der TonoVet® für den OD einen Durchschnittswert von 12,5 mmHg  $\pm$  0,6 mmHg (Spanne 10-14 mmHg) und für den

OS einen Durchschnittswert von 12,3 mmHg  $\pm$  0,9 mmHg (Spanne 10-15 mmHg).

Mit dem TonoPenXL® wurde ein sehr ähnlicher Durchschnittswert ermittelt. Dieser lag für den

OD bei 12, 2 mmHg  $\pm$  0,5 mmHg (Spanne 11-14 mmHg) also um 0,3 mmHg niedriger als der des TonoVet® und für den

OS lag der Wert bei 12,3 mmHg  $\pm$  0,5 mmHg (Spanne 10-14 mmHg), also bei einem identischen Durchschnittswert.

Es konnte kein signifikanter Unterschied festgestellt werden ( $P=0,910$ ).

Mit dem TonoLab® wurde für den

OD ein Durchschnittswert von 28,7 mmHg  $\pm$  5,0 mmHg (Spanne 19-40 mmHg) und für den

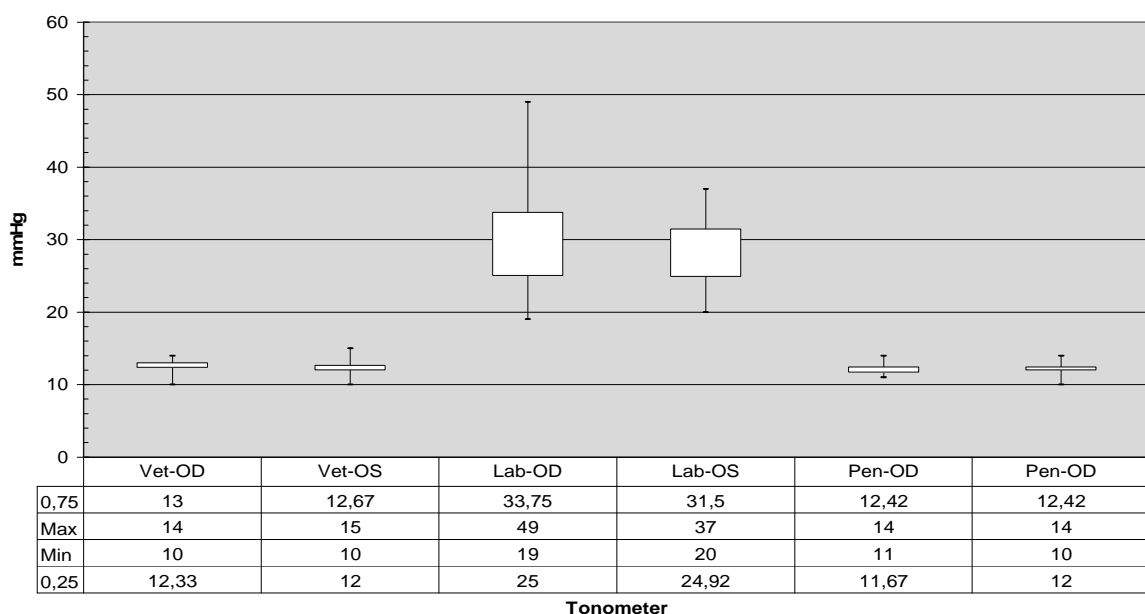
OS ein Durchschnittswert von 27,7 mmHg  $\pm$  4,3 mmHg (Spanne 20-37 mmHg) ermittelt.

Diese Werte lagen für den

OD um 16 mmHg und für den

OS um 15 mmHg höher als die mit den anderen Tonometern ermittelten Werte.

Zwischen diesen Geräten konnte ebenfalls ein signifikanter Unterschied ermittelt werden ( $P<0,001$ ).



**Graphik 11:** Übersicht der ermittelten Referenzwerte aller drei Tonometer bei Turmfalken (Falco tinnunculus)

## ERGEBNISSE

### 4.2.6 Accipitriformes

In dieser Ordnung wurden 17 Mäusebussarde untersucht. Auffällig bei den Messreihen war, dass hier nicht nur der TonoLab® einen viel zu hohen IOD ermittelte, sondern auch der mit dem TonoVet® ermittelte IOD wurde zu hoch wiedergegeben.

So ermittelte der TonoVet® für den

OD einen Durchschnittswert von  $32,5 \text{ mmHg} \pm 2,8 \text{ mmHg}$  (Spanne 25-38 mmHg) und für den

OS einen Durchschnittswert von  $31,2 \text{ mmHg} \pm 2,8 \text{ mmHg}$  (Spanne 24-39 mmHg).

Der IOD wurde im Vergleich zum TonoPenXL®, der für den

OD einen Mittelwert von  $16,7 \text{ mmHg} \pm 0,8 \text{ mmHg}$  (Spanne 14-19 mmHg) und für den

OS einen Mittelwert von  $16,6 \text{ mmHg} \pm 0,7 \text{ mmHg}$  (Spanne 15-19 mmHg) ergab, für den

OD um  $16,8 \text{ mmHg}$  und für den

OS um  $14,6 \text{ mmHg}$  höher ermittelt.

Der Unterschied zwischen diesen Gerät kann als signifikant wiedergegeben werden ( $P < 0,001$ ).

Die IOD Messungen mit dem TonoVet® wurden in der Kalibrierung „d“, wie bei allen anderen Spezies durchgeführt. Wechselt man innerhalb des Geräts die Kalibrierung auf unkalibriert „P“ so ergaben sich folgende Werte:

OD  $19,33 \text{ mmHg} \pm 2,5 \text{ mmHg}$  (Spanne 15-22 mmHg) und

OS  $18,4 \text{ mmHg} \pm 1,4 \text{ mmHg}$  (Spanne 16-23 mmHg).

Mit dieser Kalibrierung lag der IOD im Vergleich zum TonoPenXL® um

$2,6 \text{ mmHg}$  für den OD und um

$1,8 \text{ mmHg}$  für den OS höher.

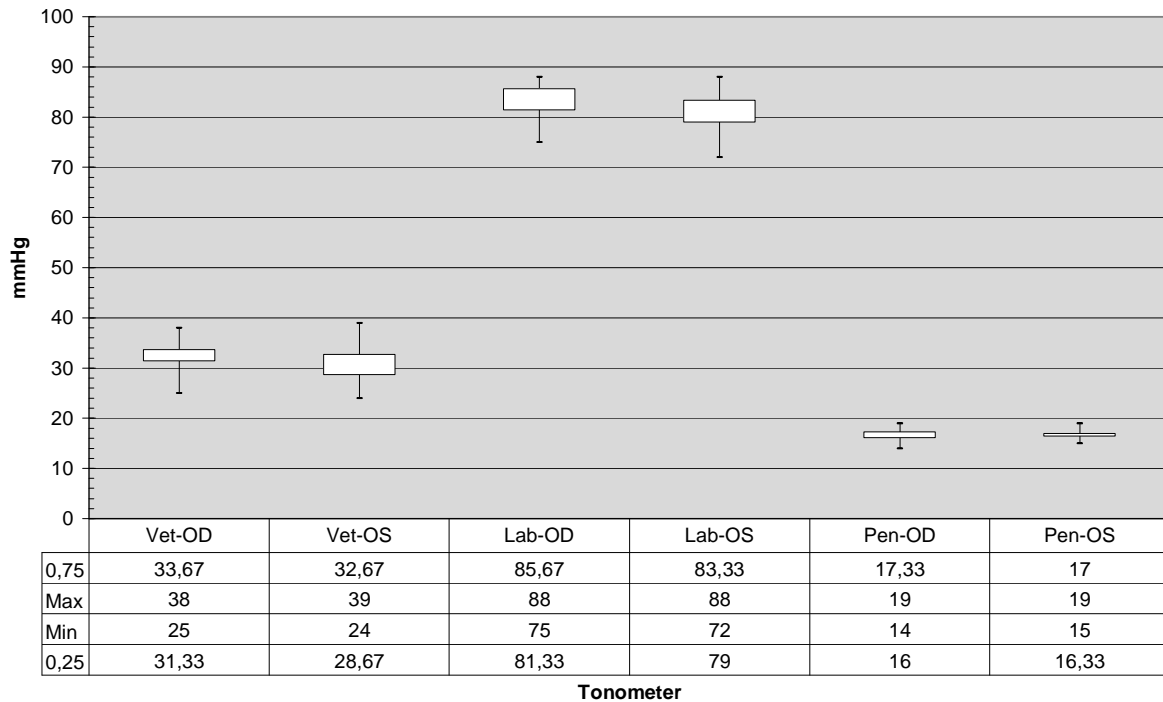
In dieser Einstellung konnte allerdings kein signifikanter Unterschied zwischen den Geräten festgestellt werden ( $P = 0,104$ ). Mit dieser Kalibrierung wurden 6 Vögel untersucht.

Die mit dem TonoLab® ermittelten Durchschnittswerte waren bei weitem die höchsten. So wurde für den

OD ein Durchschnittswert von  $83 \text{ mmHg} \pm 2,9 \text{ mmHg}$  (Spanne 75-88 mmHg) und den

OS ein Mittelwert von  $80,6 \text{ mmHg} \pm 3,2 \text{ mmHg}$  (Spanne 72-88 mmHg) mit einem signifikantem Unterschied ( $P < 0,001$ ) ermittelt.

## ERGEBNISSE



**Graphik 12:** Übersicht der ermittelten Referenzwerte aller drei Tonometer bei Mäusebussarden (*Buteo buteo*)

### 4.2.7 Strigiformes

In dieser Ordnung wurden bei 4 Uhus, 8 Schleiereulen, 6 Waldohreulen, 9 Waldkäuze und 13 Steinkäuze der IOD bestimmt.

Bei den Uhus lag der Durchschnittswert, gemessen mit dem TonoVet®, für den OD bei 15,1 mmHg  $\pm$  1,3 mmHg (Spanne 13-17 mmHg) und für den OS 15,3 mmHg  $\pm$  0,9 mmHg (Spanne 12-17 mmHg).

Im Vergleich dazu ermittelte der TonoPenXL® für den OD einen Mittelwert von 8,6 mmHg  $\pm$  1,2 mmHg (Spanne 7-10 mmHg) und für den OS von 9,4 mmHg  $\pm$  0,9 mmHg (Spanne 7-11 mmHg).

Die mit dem TonoVet® ermittelten Werte lagen für den OD um 6,5 mmHg und für den OS um 5,9 mmHg höher.

Ändert man auch hier die Kalibration auf unkalibriert, ergeben sich für den OD ein Durchschnittswert von 10,5 mmHg  $\pm$  0,8 mmHg (Spanne 8-13 mmHg), also ein um 1,9 mmHg höherer Wert und für den

## ERGEBNISSE

OS ein Durchschnittswert von 10,4 mmHg  $\pm$  1,4 mmHg (Spanne 7-12 mmHg), also ein um 1 mmHg höherer Wert.

Mit dieser Kalibrierung kann kein signifikanter Unterschied zwischen dem TonoVet® und TonoPenXL® gefunden werden ( $P=0,144$ ).

Die Durchschnittswerte des TonoLab® ergaben für den OD 44,1 mmHg  $\pm$  3,1 mmHg (Spanne 39-49 mmHg) und für den OS 40,3 mmHg  $\pm$  7 mmHg (Spanne 31-51 mmHg).

Es wurde ein signifikanter Unterschied festgestellt ( $P<0,001$ ).

Die ermittelten Durchschnittswerte der Schleiereulen ergaben mit dem TonoVet® einen

um 1,1 mmHg niedrigeren IOD als mit dem TonoPenXL® für den OD, nämlich 14,0 mmHg  $\pm$  1,0 mmHg (Spanne 12-16 mmHg) und für den

OS lag der IOD um 0,7 mmHg niedriger bei 14,6 mmHg  $\pm$  0,9 mmHg (Spanne 12-17 mmHg).

Demzufolge ermittelte der TonoPenXL® für den

OD einen IOD von 15,1 mmHg  $\pm$  0,9 mmHg (Spanne 13-17 mmHg) und für den OS einen IOD von 15,3 mmHg  $\pm$  1,1 mmHg (Spanne 13-17 mmHg).

Auch hier ist kein Unterschied zwischen den Geräten bestimmbar ( $P=0,170$ ).

Der mit dem TonoLab® bestimmte IOD wurde im Vergleich zum TonoVet® für den OD um 18,1 mmHg und im Vergleich zum TonoPenXL® um 17,0 mmHg höher ermittelt und lag bei 32,1 mmHg  $\pm$  6,2 mmHg (Spanne 22-45 mmHg). Für den OS wurde der IOD im Vergleich zum TonoVet® um 15 mmHg und zum TonoPenXL® um 16,3 mmHg höher ermittelt. Er lag bei 31,6 mmHg  $\pm$  6,6 mmHg (Spanne 18-42 mmHg).

Für die beiden anderen Tonometer konnte ein signifikanter Unterschied bestimmt werden ( $P<0,001$ ).

Bei den Waldohreulen wurden mit dem TonoVet® für den

OD folgende Mittelwerte ermittelt: 11,8 mmHg  $\pm$  1,0 mmHg (Spanne 8-14 mmHg).

Für den

OS ermittelte der TonoVet 12,1 mmHg  $\pm$  1,2 mmHg (Spanne 10-15 mmHg).

Damit lag der mit dem TonoPenXL® ermittelte Durchschnittswert für den

OD um 0,1 mmHg niedriger bei 11,7 mmHg  $\pm$  2 mmHg (Spanne 8-16 mmHg). Für den

## ERGEBNISSE

OS lag der ermittelte IOD um 0,5 mmHg niedriger als der IOD, der mittels TonoVet® bestimmt wurde, bei 11,7 mmHg  $\pm$  1,4 mmHg (Spanne 9-15 mmHg).

Ein signifikanter Unterschied konnte nicht festgestellt werden ( $P=0,876$ ).

Auch hier ermittelte der TonoLab® im Vergleich zum TonoVet® und TonoPenXL® um ca. 12 mmHg höhere Mittelwerte. So wurde für den OD ein Durchschnittswert von 23,7 mmHg  $\pm$  3,2 mmHg (Spanne 18-29 mmHg) und für den

OS ein Durchschnittswert von 23,9 mmHg  $\pm$  2,8 mmHg (Spanne 19-29 mmHg) ermittelt.

Auch hier konnte keinerlei Signifikanz bestimmt werden. ( $P<0,001$ ).

Die bei den Waldkäuzen, mit dem TonoVet® ermittelten Durchschnittswerte lagen mit der Kalibration „d“ sowohl für den OD, als auch den OS um 6,0 mmHg höher, als die mittels TonoPenXL® ermittelten Werte. Für den

OD wurde mit dem TonoVet® ein Durchschnittswert von 16,8 mmHg  $\pm$  1,1 mmHg (Spanne 13-19 mmHg) und für den

OS von 17,5 mmHg  $\pm$  1,2 mmHg (14-20 mmHg) ermittelt.

Mittels TonoPenXL® wurde für den

OD ein Durchschnittswert von 10,8 mmHg  $\pm$  0,8 mmHg (Spanne 9-13 mmHg) und für den

OS ein Durchschnittswert von 11,5 mmHg  $\pm$  0,9 mmHg (Spanne 8-12 mmHg) bestimmt.

Es konnte ein signifikanter Unterschied zwischen diesen Messergebnissen festgestellt werden ( $P<0,001$ ).

Bei fünf Tieren dieser Spezies wurde der IOD außerdem mit dem TonoVet® und der Kalibrationseinstellung „P“ (unkalibriert) gemessen. Hier lag der Mittelwert für den OD bei 9,5 mmHg  $\pm$  0,8 mmHg (Spanne 8-11 mmHg) und für den OS bei 9,6 mmHg  $\pm$  1,5 mmHg (Spanne 7-12 mmHg).

Ein signifikanter Unterschied zwischen dem TonoVet® und TonoPenXL® konnte hier nicht festgestellt werden ( $P=0,208$ ).

Der mit dem TonoLab® gemessene IOD lag wiederum um mehr als das Doppelte höher, als die mit den beiden anderen Tonometern ermittelten Werte. So wurde für den

OD ein Wert von 35,1 mmHg  $\pm$  3,3 mmHg (Spanne 24-46 mmHg) und für den

OS 35,2 mmHg  $\pm$  5mmHg (Spanne 22-43 mmHg).



## ERGEBNISSE

Es konnte ein stark signifikanter Unterschied ermittelt werden ( $P < 0,001$ ).

Der bei den 13 Steinkäuzen (*Athene noctua*) mit dem TonoVet® ermittelte IOD, lag im Vergleich zum TonoPenXL® für den OD um 2,6 mmHg und für den OS um 2,8 mmHg höher. So konnte für den

OD ein Mittelwert von  $15,4 \text{ mmHg} \pm 0,4 \text{ mmHg}$  (Spanne 14-17 mmHg) und für den OS ebenfalls ein Mittelwert von  $15,4 \text{ mmHg} \pm 0,6 \text{ mmHg}$  (Spanne 14-17 mmHg) gemessen werden.

Die Durchschnittswerte des TonoPenXL® ergaben für den

OD  $12,8 \text{ mmHg} \pm 0,7 \text{ mmHg}$  (Spanne 11-15 mmHg) und für den

OS  $12,6 \text{ mmHg} \pm 0,7 \text{ mmHg}$  (Spanne 11-15 mmHg).

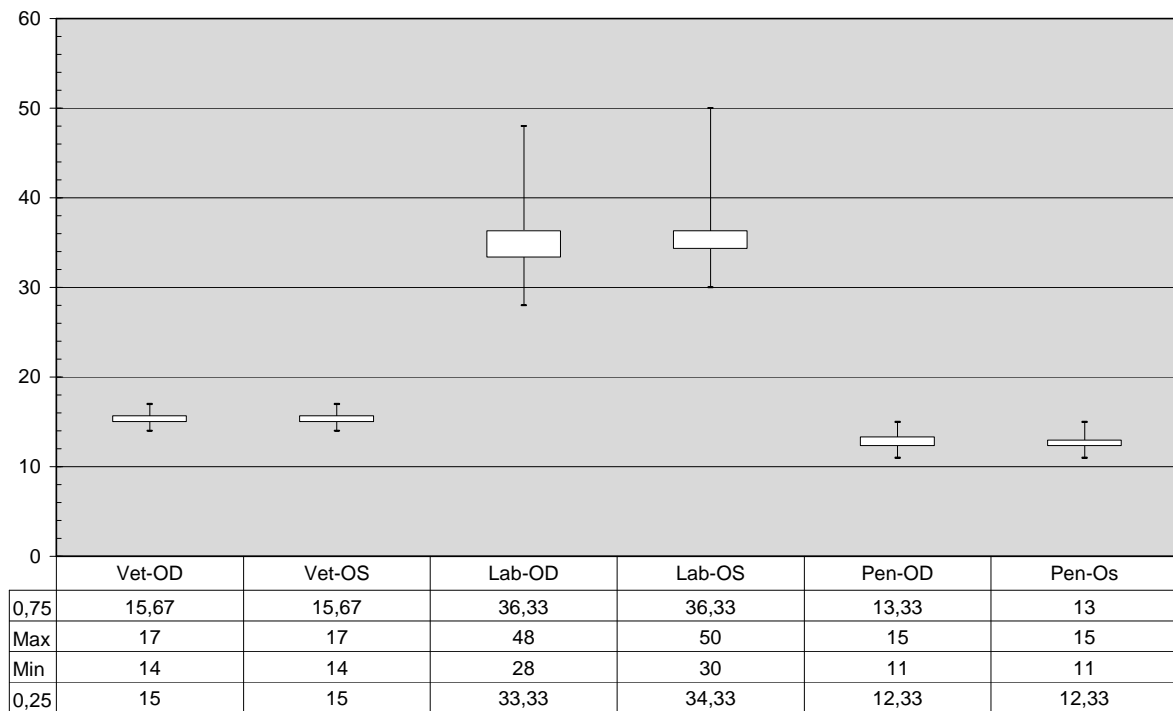
Ein signifikanter Unterschied wurde auch hier festgestellt ( $P < 0,001$ ).

Der TonoLab® ermittelte für den

OD einen Durchschnittswert von  $35,5 \text{ mmHg} \pm 4,2 \text{ mmHg}$  (Spanne 28-48 mmHg) und für den

OS einen Durchschnittswert von  $36,1 \text{ mmHg} \pm 4,2 \text{ mmHg}$  (Spanne 30-50 mmHg).

Diese Werte lagen bei weitem über denen, die mittels der beiden anderen Tonometer gemessen wurden und es konnte ein signifikanter Unterschied ermittelt werden ( $P < 0,001$ ).



**Graphik 13:** Übersicht der ermittelten Referenzwerte aller drei Tonometer bei Waldkäuzen (*Strix aluco*)

## ERGEBNISSE

### 4.3 Kalibration des TonoVet®, TonoLab® und TonoPenXL®

Alle Spezies, bei denen manometrische Messungen im Vergleich zum TonoVet® und TonoPenXL® durchgeführt wurden, zeigten einen niedrigeren IOD an. Das heißt der IOD wurde von diesen beiden Geräten im Vergleich zu den manometrisch eingestellten Werten niedriger angezeigt. Auffällig dabei ist, dass wie auch bei den in vitram Messungen der TonoVet® und der TonoPenXL® sehr ähnliche Werte anzeigten. Im Vergleich dazu gab der TonoLab® bei fast allen Spezies einen höheren IOD an. Ausgenommen davon war die Ordnung der Columbiformes, bei denen der TonoLab® den manometrisch eingestellten IOD wiedergab.

Es konnten für alle Tonometer eine sehr gute Linearität ermittelt werden.

Für jedes Tonometer wurde eine Regressionsanalyse durchgeführt. Die Ergebnisse für die verschiedenen Spezies und Tonometer sind in Tabelle 6 und 7 zusammengefasst.

Spezies	Regressionsformel TonoPenXL®	Regressionsformel TonoVet®
Haustaube (Columbus livia)	$y = 0,51x + 0,95$	$y = 0,5x + 0,6$
Hausgans (Anser anser)	$y = 0,73x + 0,92$	$y = 0,76x + 0,6$
Haushuhn (Gallus galus)	$y = 0,66x + 0,91$	$y = 0,70x + 1,14$
Laufenten	$y = 0,64x + 1,23$	$y = 0,64x + 1,78$

**Tabelle 6:** Regressionsanalyse im Bereiche von 5 mmHg bis 70 mmHg bei verschiedenen Spezies und dem TonoPenXL® und dem TonoVet®

## ERGEBNISSE

Spezies	Regressionsformel TonoLab®	Regressionsformel TonoLab®
<i>Druckbereich</i>	<i>5 mmHg – 30 mmHg</i>	<i>35 mmHg – 70 mmHg</i>
Haustaube (Columbus livia)	$y = 1,02 \times -1,56$	$y = 1,02 \times -1,56$
Hausgans (Anser anser)	$y = 1,28x + 2,43$	$y = 1,08x + 12,19$
Haushuhn (Gallus gallus)	$y = 1,68x - 0,51$	$y = 0,77x + 34,04$
Laufenten	$y = 1,34x + 1,12$	$y = 0,92x + 15,83$

**Tabelle 7:** Regressionsanalyse im Bereiche von 5 mmHg bis 30 mmHg und 35 mmHg bis 70 mmHg bei verschiedenen Spezies und dem TonoLab®

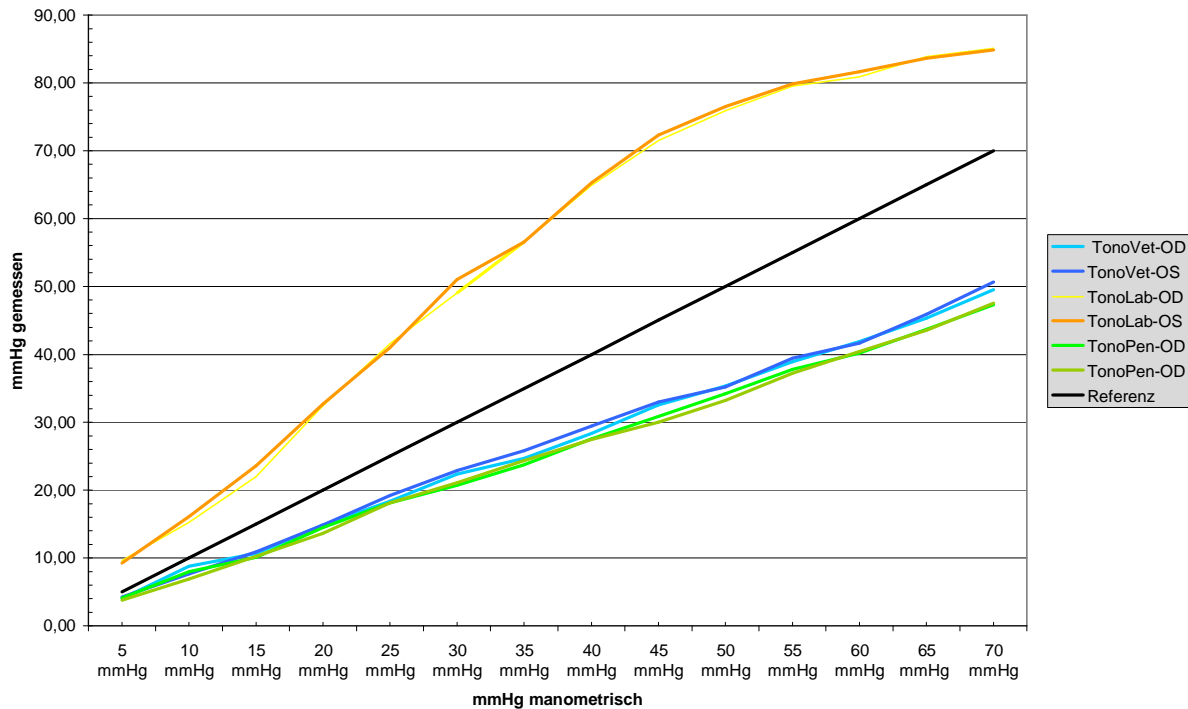
### 4.3.1 Hühnervögel

Bei den Galliformes ermittelten der TonoVet® wie auch der TonoPenXL® niedrigere Werte als die manuell am Manometer eingestellten. Der TonoLab® dagegen ermittelte Werte, die weit über den manometrischen lagen.

manometr.	TonoVet- OD	TonoVet- OS	TonoLab- OD	TonoLab- OS	TonoPen- OD	TonoPen- OD
5 mmHg	4,00	4,22	9,67	9,22	4,11	3,78
10 mmHg	8,78	7,67	15,22	16,11	8,00	6,89
15 mmHg	10,67	10,89	22,00	23,56	10,11	10,22
20 mmHg	14,89	14,89	32,44	32,67	14,44	13,67
25 mmHg	18,33	19,22	41,56	41,00	18,11	18,11
30 mmHg	22,33	22,89	49,11	51,00	20,67	21,11
35 mmHg	24,67	25,78	56,56	56,56	23,78	24,33
40 mmHg	28,33	29,44	64,89	65,33	27,56	27,44
45 mmHg	32,56	33,00	71,56	72,33	30,89	30,00
50 mmHg	35,33	35,22	75,89	76,56	34,22	33,22
55 mmHg	38,89	39,44	79,56	79,89	37,78	37,22
60 mmHg	41,89	41,67	80,89	81,67	40,22	40,44
65 mmHg	45,33	45,89	83,89	83,67	43,67	43,56

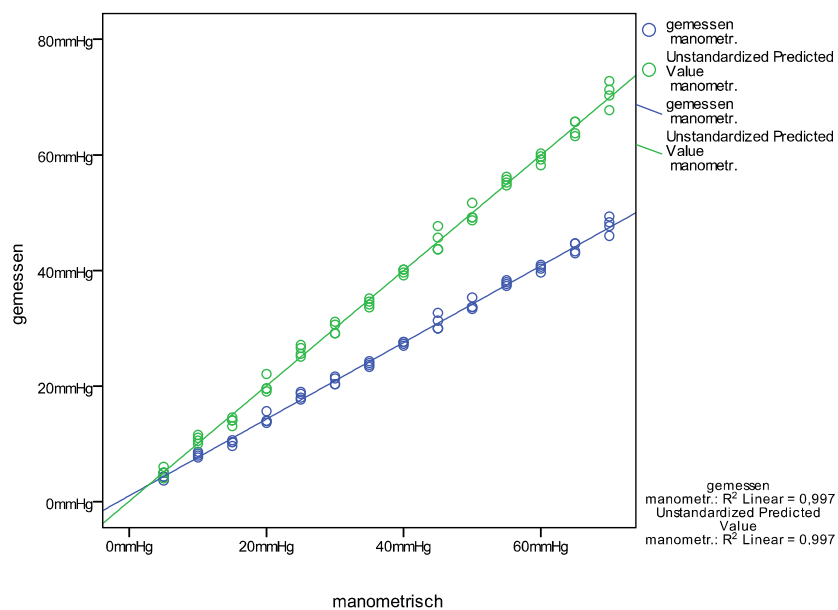
**Tabelle 8:** Vergleich der drei Tonometer gegenüber den manometrisch eingestellten IOD-Werten beim Haushuhn (Gallus gallus)

## ERGEBNISSE



**Graphik 14:** Vergleich der manometrisch eingestellten IOD-Werte mit denen des TonoVet®, TonoLab® und TonoPenXL® beim Haushuhn (*Gallus gallus*)

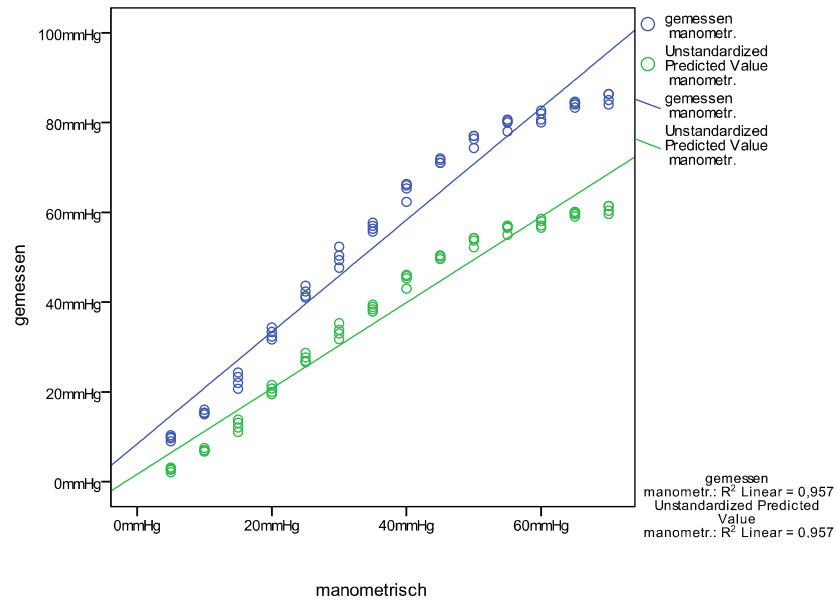
### TonoVet®



**Graphik 15:** Regressionsanalyse des manometrischen gegenüber dem mittels TonoVet® ermittelten Augeninnendruckes im Bereich von 5 mmHg - 70 mmHg beim Haushuhn (*Gallus gallus*)  $IOD_{(tono)} = 0,70 \times IOD_{(mano)} + 1,14$

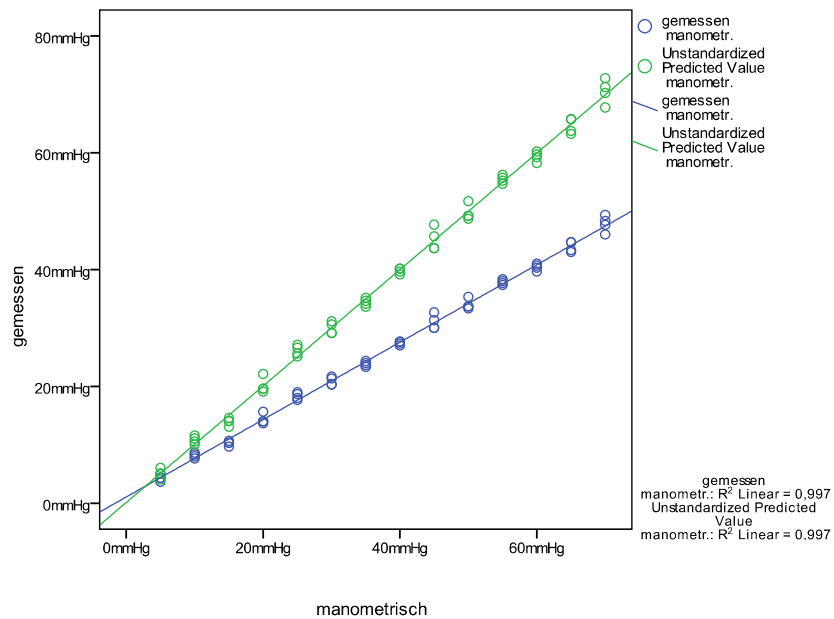
## ERGEBNISSE

### TonoLab®



**Graphik 16:** Regressionsanalyse des manometrischen gegenüber dem mittels TonoLab® ermittelten Augeninnendruckes im Bereich von 5 mmHg - 70 mmHg beim Haushuhn (Gallus gallus)  $IOD_{(tono)} = 1,25 \times IOD_{(mano)} + 8,6$

### TonoPenXL®



**Graphik 17:** Regressionsanalyse des manometrischen gegenüber dem mittels TonoPenXL® ermittelten Augeninnendruckes im Bereich von 5 mmHg - 70 mmHg beim Haushuhn (Gallus gallus)  $IOD_{(tono)} = 0,66 \times IOD_{(mano)} + 0,91$

## ERGEBNISSE

Tonometer	Haushuhn ( <i>Gallus gallus</i> )				
	10 mmHg	15 mmHg	20 mmHg	25 mmHg	30 mmHg
	Korrigierte IOD-Werte (mmHg)				
TonoVet®	13,14	20,28	27,43	34,57	41,71
TonoPenXL®	14,24	21,82	29,34	36,96	44,54
TonoLab®	6,45	9,43	12,4	15,38	18,35

**Tabelle 9:** Korrigierte IOD-Werte für alle drei Tonometer im Bereich zwischen 10 mmHg und 30 mmHg beim Haushuhn (*Gallus gallus*)

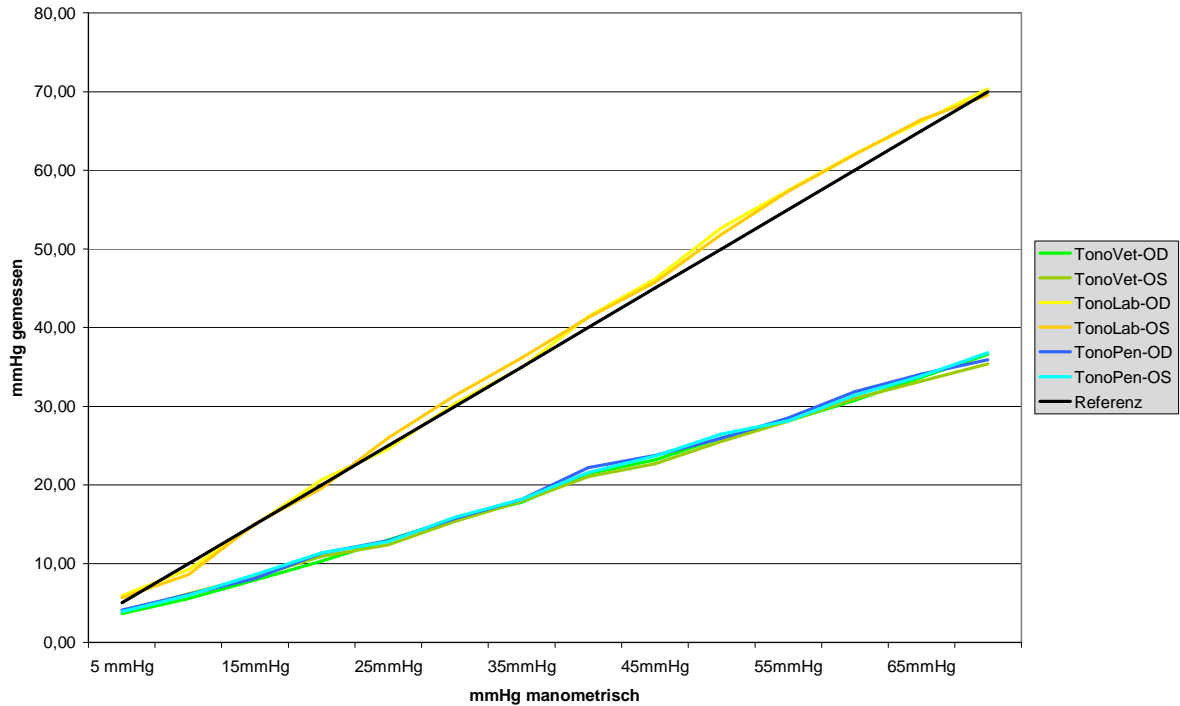
### 4.3.2 Tauben

Bei den Haustauben ermittelten der TonoVet® wie auch der TonoPenXL® ebenfalls niedrigere Werte als die manuell am Manometer eingestellten. Der TonoLab® dagegen ermittelte Werte, die ziemlich den manometrischen entsprachen.

manometr.	TonoVet- OD	TonoVet- OS	TonoLab- OD	TonoLab- OS	TonoPen- OD	TonoPen- OS
5 mmHg	3,67	3,83	5,92	5,67	4,08	3,92
10mmHg	5,58	6,17	9,25	8,58	6,08	6,00
15mmHg	7,92	8,33	14,92	15,08	8,08	8,58
20mmHg	10,33	10,92	20,67	19,58	11,33	11,42
25mmHg	13,00	12,42	24,58	26,00	12,92	12,83
30mmHg	15,67	15,33	30,33	31,33	15,75	15,92
35mmHg	17,83	17,92	34,92	36,17	18,17	18,17
40mmHg	21,42	21,08	41,42	41,25	22,17	21,58
45mmHg	23,17	22,67	46,17	45,75	23,75	23,67
50mmHg	26,00	25,50	52,67	51,83	25,92	26,50
55mmHg	28,17	28,08	57,42	57,33	28,50	28,17
60mmHg	30,75	31,00	62,08	62,00	31,83	31,42
65mmHg	33,67	33,17	66,17	66,42	34,08	33,83
70mmHg	36,58	35,42	70,33	69,58	35,92	36,83

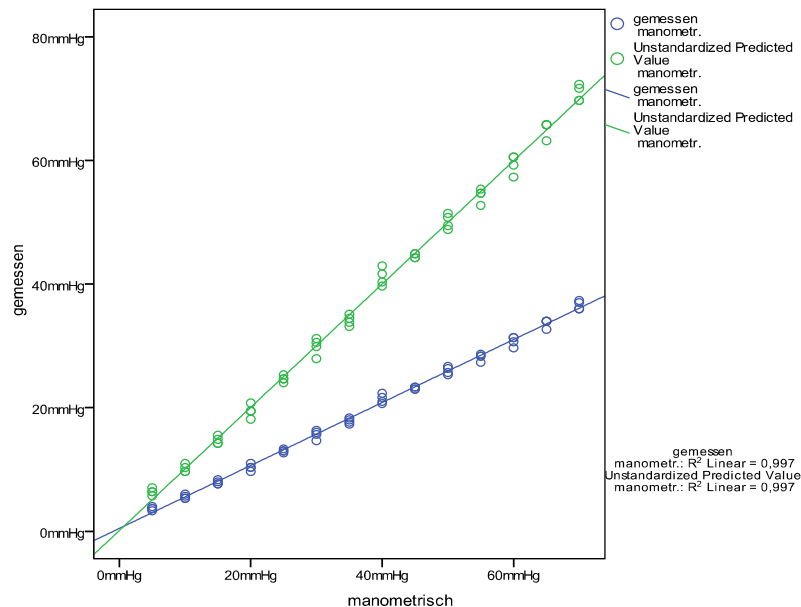
**Tabelle 10:** Vergleich der drei Tonometer gegenüber den manometrisch eingestellten IOD-Werten bei Haustauben (*Columbus livia*)

## ERGEBNISSE



**Graphik 18:** Vergleich der manometrisch eingestellten IOD-Werte mit denen des TonoVet®, TonoLab® und TonoPenXL® bei Haustauben (*Columbus livia*)

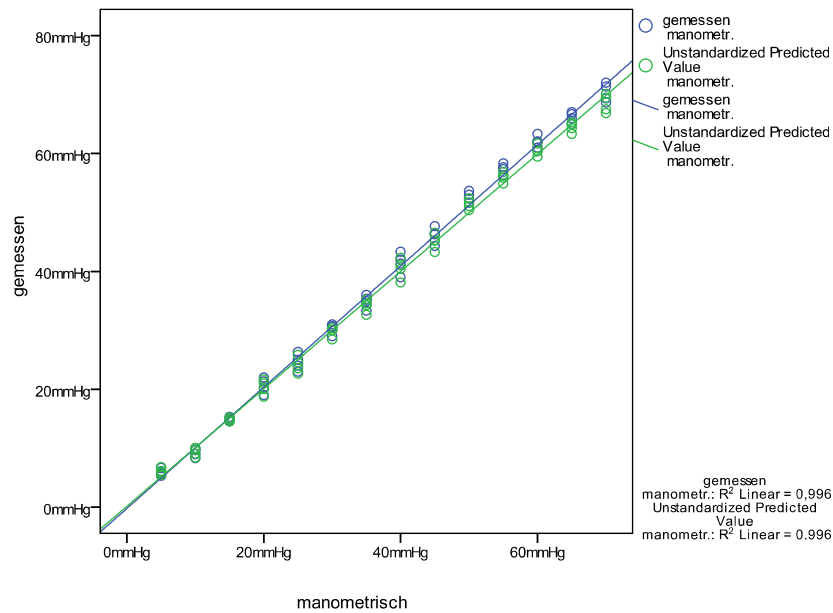
### TonoVet®



**Graphik 19:** Regressionsanalyse des manometrischen gegenüber dem mittels TonoVet® ermittelten Augeninnendruckes im Bereich von 5 mmHg - 70 mmHg bei Haustauben (*Columbus livia*) IOD (tono) = 0,50 x IOD (mano) + 0,69

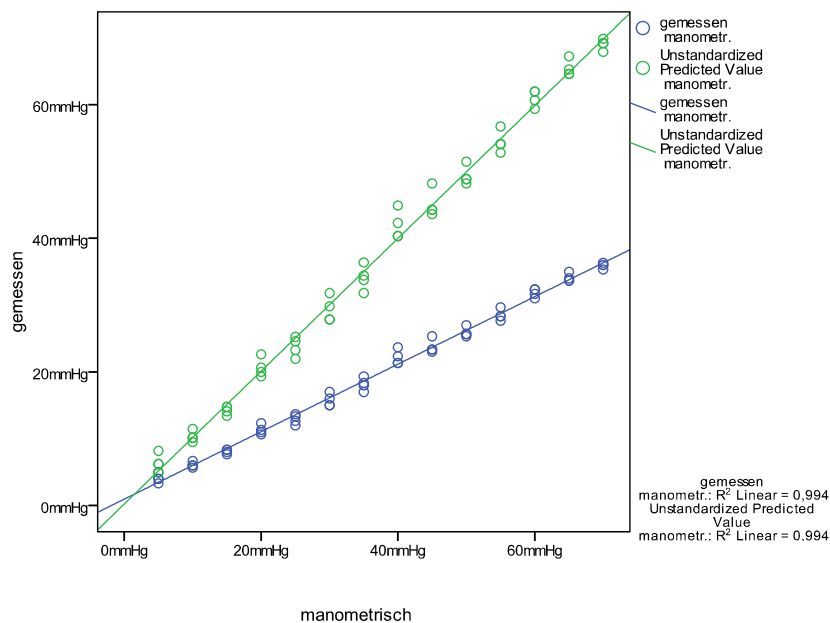
# ERGEBNISSE

## TonoLab®



**Graphik 20:** Regressionsanalyse des manometrischen gegenüber dem mittels TonoLab® ermittelten Augeninnendruckes im Bereich von 5 mmHg - 70 mmHg bei Haustauben (Columbus livia)  $IOD\ (tono) = 1,02 \times IOD\ (mano) - 1,56$

## TonoPenXL®



**Graphik 21:** Regressionsanalyse des manometrischen gegenüber dem mittels TonoPenXL® ermittelten Augeninnendruckes im Bereich von 5 mmHg - 70 mmHg bei Haustauben (Columbus livia)  $IOD\ (tono) = 0,51 \times IOD\ (mano) + 0,95$



## ERGEBNISSE

Tonometer	Haustaube ( <i>Columbus livia</i> )				
	10 mmHg	15 mmHg	20 mmHg	25 mmHg	30 mmHg
	Korrigierte IOD-Werte (mmHg)				
TonoVet®	19,31	29,31	39,31	49,31	59,31
TonoPenXL®	18,65	28,46	38,26	48,06	57,87
TonoLab®	11,34	16,26	21,16	26,69	30,97

**Tabelle 11:** Korrigierte IOD-Werte für alle drei Tonometer im Bereich zwischen 10 mmHg und 30 mmHg bei den Haustauben (*Columbus livia*)

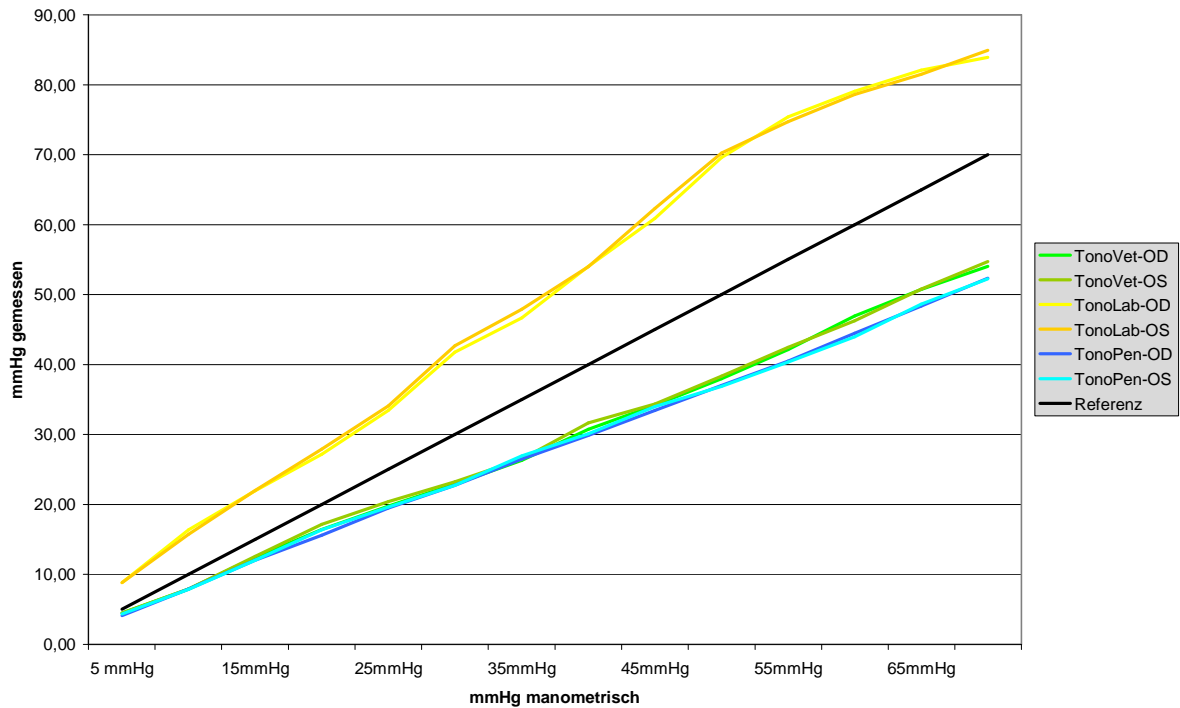
### 4.3.3 Gänse

Wie schon bei den Haushühnern und Haustauben beobachtet, zeigen der TonoVet® und der TonoPenXL® niedrigere IOD-Werte an, als die manometrisch eingestellten. Trotzdem liegen die von diesen beiden Tonometern ermittelten Werten auf demselben Niveau. Der TonoLab® ermittelte wiederum höhere Werte im Vergleich zu den im Manometer eingestellten.

manometr.	TonoVet- OD	TonoVet- OS	TonoLab- OD	TonoLab- OS	TonoPen- OD	TonoPen- OS
5 mmHg	4,42	4,42	8,83	8,83	4,08	4,33
10mmHg	7,92	7,92	16,33	15,75	7,92	7,83
15mmHg	12,42	12,58	21,92	22,00	12,00	12,00
20mmHg	16,42	17,17	27,17	27,92	15,58	16,33
25mmHg	19,75	20,42	33,42	34,08	19,50	19,58
30mmHg	22,92	23,25	41,75	42,67	22,75	22,75
35mmHg	26,33	26,50	46,67	47,92	26,50	26,92
40mmHg	30,75	31,67	54,08	54,00	29,83	30,08
45mmHg	34,17	34,33	60,92	62,33	33,42	34,00
50mmHg	38,00	38,33	69,58	70,25	37,00	36,83
55mmHg	42,17	42,42	75,42	74,75	40,50	40,33
60mmHg	46,92	46,25	79,08	78,58	44,50	44,00
65mmHg	50,75	50,83	82,08	81,50	48,33	48,67
70mmHg	54,08	54,75	83,92	84,92	52,33	52,25

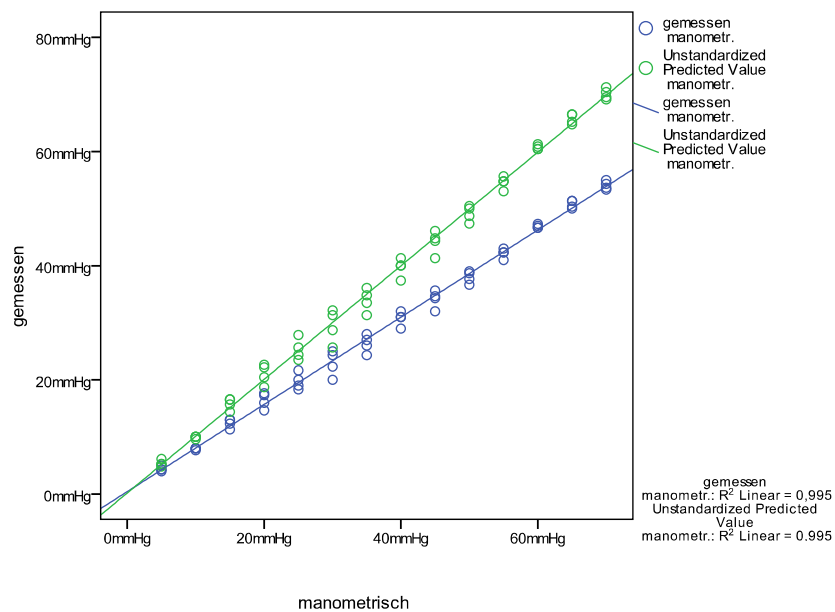
**Tabelle 12:** Vergleich der drei Tonometer gegenüber den manometrisch eingestellten IOD-Werten bei Hausgänsen (*Anser anser*)

## ERGEBNISSE



**Graphik 22:** Vergleich der manometrisch eingestellten IOD-Werte mit denen des TonoVet®, TonoLab® und TonoPenXL® bei Hausgänsen (Anser anser)

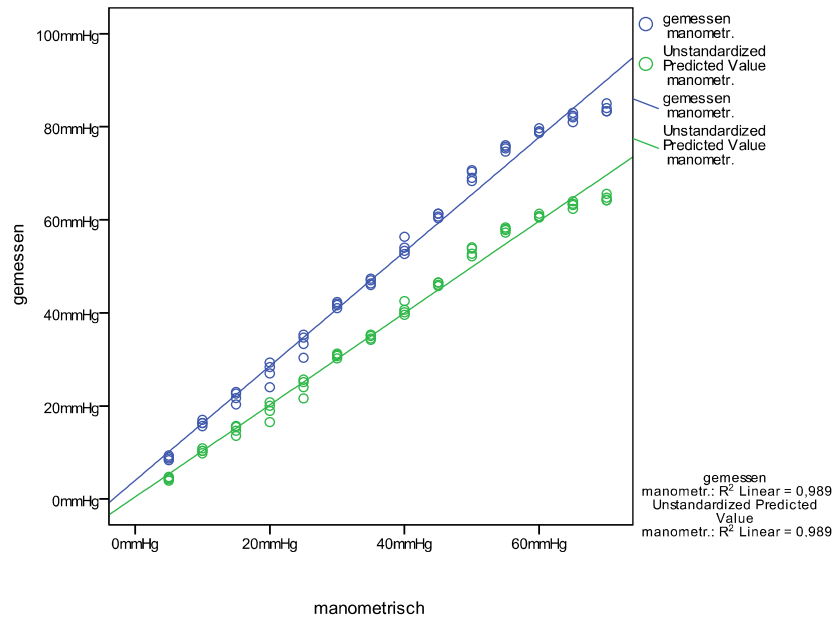
### TonoVet®



**Graphik 23:** Regressionsanalyse des manometrischen gegenüber dem mittels TonoVet® ermittelten Augeninnendruckes im Bereich von 5 mmHg - 70 mmHg bei Hausgänsen (Anser anser)  $IOD_{(tono)} = 0,76 \times IOD_{(mano)} + 0,60$

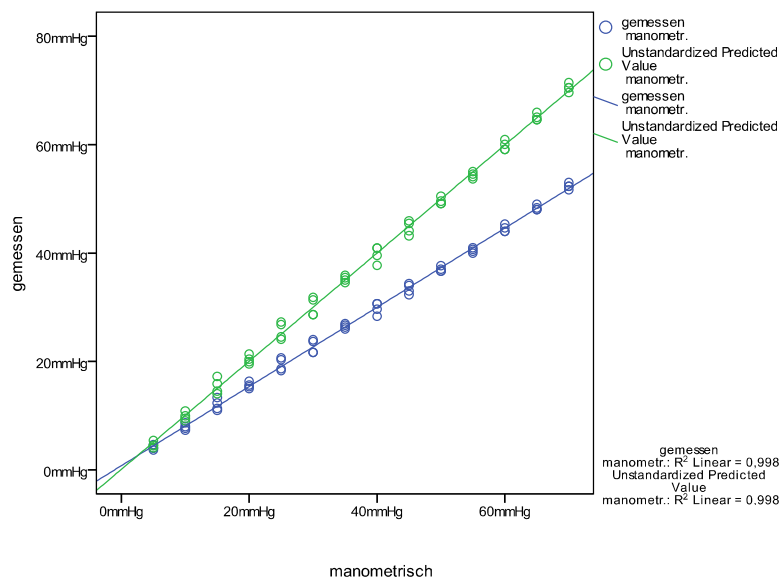
## ERGEBNISSE

### TonoLab®



**Graphik 24:** Regressionsanalyse des manometrischen gegenüber dem mittels TonoLab® ermittelten Augeninnendruckes im Bereich von 5 mmHg - 70 mmHg bei Hausgänsen (Anser anser)  $IOD_{(tono)} = 1,20 \times IOD_{(mano)} + 4,14$

### TonoPenXL®



**Graphik 25:** Regressionsanalyse des manometrischen gegenüber dem mittels TonoPenXL® ermittelten Augeninnendruckes im Bereich von 5 mmHg - 70 mmHg bei Hausgänsen (Anser anser)  $IOD_{(tono)} = 0,73 \times IOD_{(mano)} + 0,92$

## ERGEBNISSE

Tonometer	Gänse ( <i>Anser anser</i> )				
	10 mmHg	15 mmHg	20 mmHg	25 mmHg	30 mmHg
	Korrigierte IOD-Werte (mmHg)				
TonoVet®	12,55	19,13	25,71	32,29	38,87
TonoPenXL®	12,77	19,63	26,48	33,33	40,18
TonoLab®	5,38	9,28	13,19	17,10	21,01

**Tabelle 13:** Korrigierte IOD-Werte für alle drei Tonometer im Bereich zwischen 10 mmHg und 30 mmHg bei den Hausgänsen (*Anser anser*)

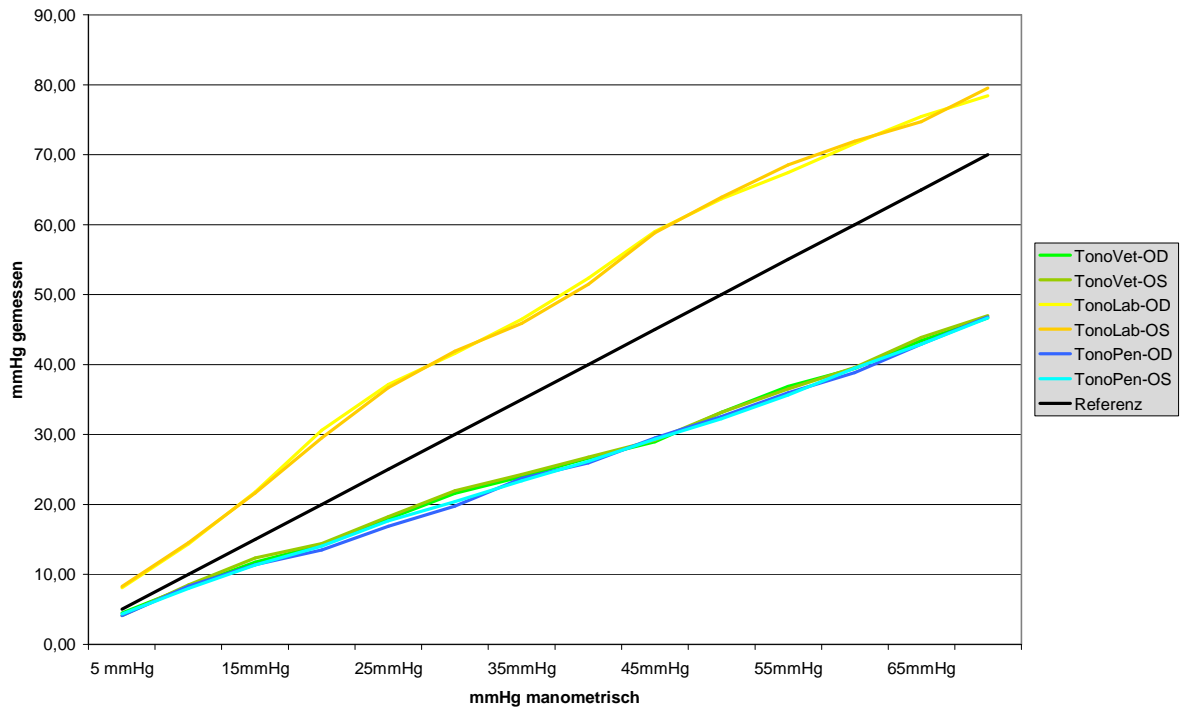
### 4.3.4 Laufenten

Die bei der Kalibration mittels Manometer ermittelten Daten zeigen, wie bei allen anderen drei Spezies ähnliche Ergebnisse. Der TonoVet® und der TonoPenXL® ermittelten sehr ähnliche Werte des Augeninnendruckes, die allerdings unterhalb der manometrisch eingestellten lagen. Der TonoLab® im Vergleich dazu ermittelte IOD-Werte, die weit oberhalb der manometrisch eingestellten IOD lagen.

manometr.	TonoVet-OD	TonoVet-OS	TonoLab-OD	TonoLab-OS	TonoPen-OD	TonoPen-OS
5 mmHg	4,42	4,08	8,08	8,25	4,08	4,33
10mmHg	8,25	8,50	14,33	14,50	8,33	8,00
15mmHg	11,75	12,33	21,75	21,67	11,42	11,33
20mmHg	14,17	14,42	30,58	29,50	13,50	14,00
25mmHg	17,92	18,25	37,17	36,67	16,83	17,67
30mmHg	21,58	21,92	41,58	41,92	19,75	20,42
35mmHg	24,00	24,25	46,50	45,92	23,75	23,33
40mmHg	26,58	26,75	52,33	51,50	25,92	26,17
45mmHg	28,92	29,17	59,00	58,83	29,50	29,33
50mmHg	33,17	33,17	63,67	63,92	32,58	32,25
55mmHg	36,83	36,50	67,42	68,50	35,92	35,67
60mmHg	39,42	39,58	71,58	71,92	38,83	39,50
65mmHg	43,42	43,83	75,50	74,75	42,92	42,92
70mmHg	46,67	47,00	78,42	79,50	46,83	46,67

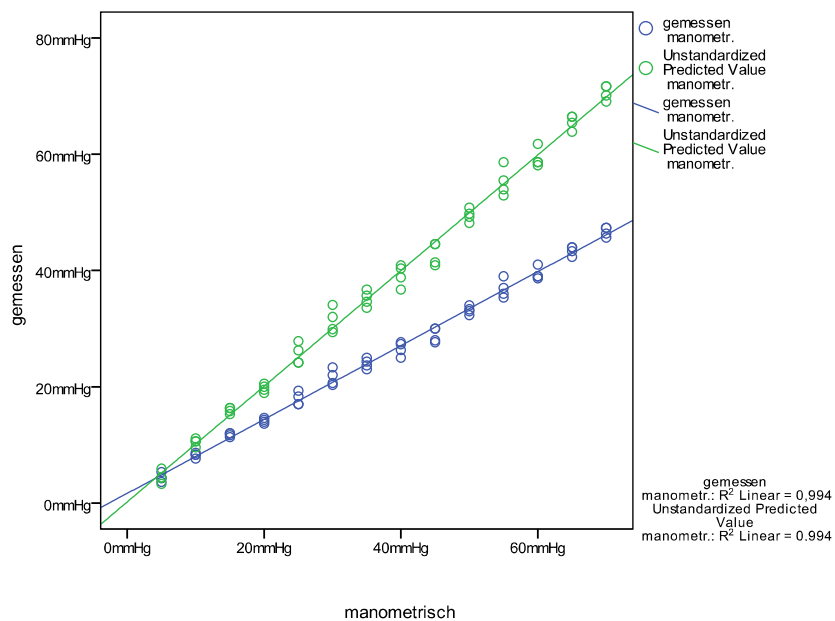
**Tabelle 14:** Vergleich der drei Tonometer gegenüber den manometrisch eingestellten IOD-Werten bei Laufenten (*Anas platyrhynchos*)

## ERGEBNISSE



**Graphik 26:** Vergleich der manometrisch eingestellten IOD-Werte mit denen des TonoVet®, TonoLab® und TonoPenXL® bei Laufenten (*Anas platyrhynchos*)

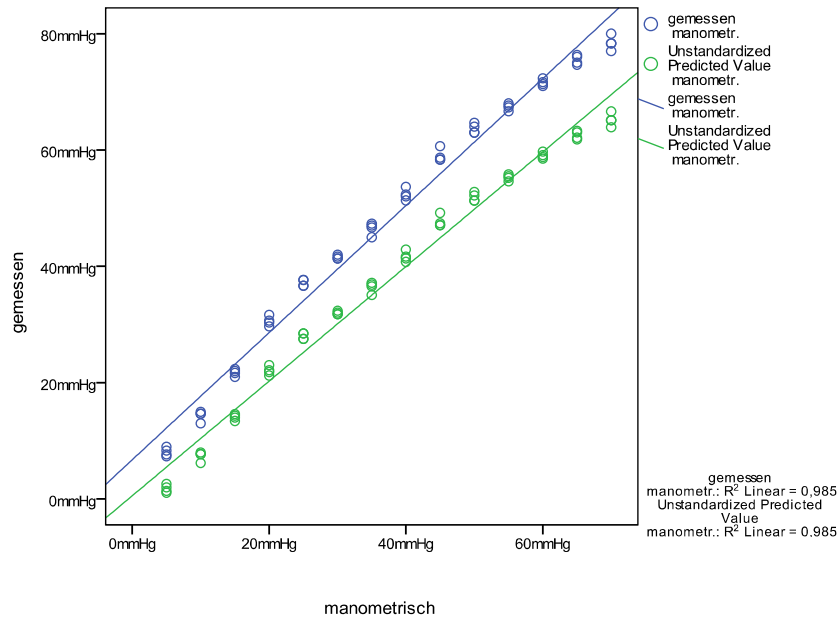
### TonoVet®



**Graphik 27:** Regressionsanalyse des manometrischen gegenüber dem mittels TonoVet® ermittelten Augeninndruckes im Bereich von 5 mmHg - 70 mmHg bei Laufenten (*Anas platyrhynchos*)  $\text{IOD (tono)} = 0,64 \times \text{IOD (mano)} + 1,78$

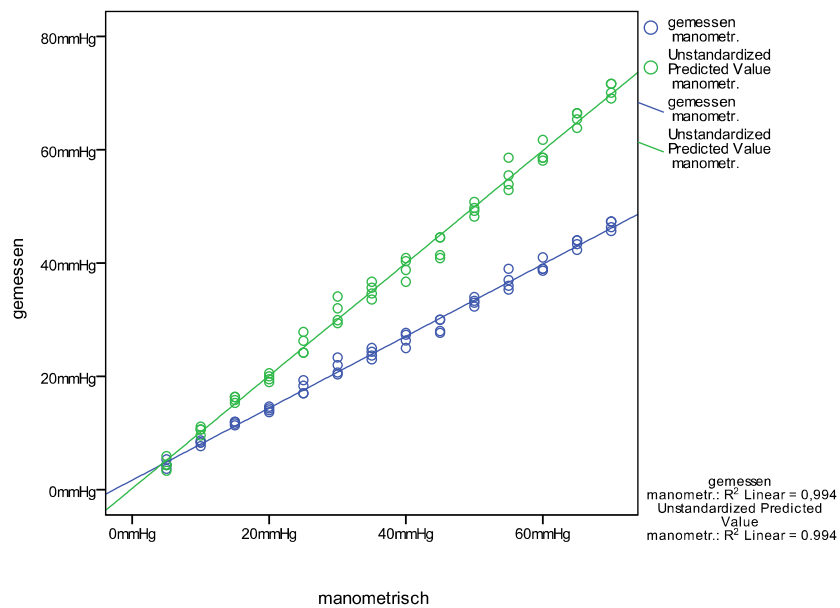
## ERGEBNISSE

### TonoLab®



**Graphik 28:** Regressionsanalyse des manometrischen gegenüber dem mittels TonoLab® ermittelten Augeninndruckes im Bereich von 5 mmHg - 70 mmHg bei Laufenten (*Anas platyrhynchos*)  $IOD (tono) = 1,10 \times IOD (mano) + 6,60$

### TonoPenXL®



**Graphik 29:** Regressionsanalyse des manometrischen gegenüber dem mittels TonoPenXL® ermittelten Augeninndruckes im Bereich von 5 mmHg - 70 mmHg bei Laufenten (*Anas platyrhynchos*)  $IOD (tono) = 0,64 \times IOD (mano) + 1,23$

## ERGEBNISSE

Tonometer	Laufenten ( <i>Anas platyrhynchos</i> )				
	10 mmHg	15 mmHg	20 mmHg	25 mmHg	30 mmHg
	Korrigierte IOD-Werte (mmHg)				
TonoVet®	13,84	21,65	29,47	37,28	45,09
TonoPenXL®	14,39	22,21	30,02	37,83	45,64
TonoLab®	6,34	10,07	13,8	17,53	21,26

**Tabelle 15:** Korrigierte IOD-Werte für alle drei Tonometer im Bereich zwischen 10 mmHg und 30 mmHg bei den Anatiformes (*Anas platyrhynchos*)

### 5. Diskussion

#### 5.1 Die Reboundtonometer im Vergleich zur Applanationstonometrie

Die Tonometrie stellt ein Hilfsmittel in der Diagnostik pathologischer Zustände dar, die mit Druckerhöhung am Auge einhergehen. DUKE-ELDER (1926) definiert das Glaukom als eine Serie von pathologischen Umständen, die durch die abnorme Höhe des intraokulären Druckes mit den dazugehörigen Konsequenzen beherrscht werden.

40 % aller Vögel nach Traumata zeigten Blutungen im Inneren des Auges. Diese Blutungen, aber auch andere, z.B. uveitis-bedingte Erkrankungen, können zu Änderungen des IOD führen. Um diese Druckänderungen valide diagnostizieren zu können ist die Tonometrie, also die indirekte Bestimmung des Augeninnendrucks, als Bestandteil der routinemäßigen ophthalmologischen Untersuchung ein wichtiges Hilfsmittel.

In der Humanmedizin gelten Vögel als geeignetes Tiermodell, um verschiedene Augenerkrankungen zu erforschen. So ist es möglich mittels Lichtprogrammen oder auch mittels Genmutanten glaukomatöse Geschehen herbeizuführen (LAUBER 1979 und 1991, SIOPEs 1983, HODOS 1987, SHIVAPRASAD 1999). Hier spielt die Tonometrie eine ebenso große Rolle wie auch in der Haltung von Wirtschaftsgeflügel. Hier ist die 20 Lux Diskussion zu nennen. Die Tiere werden bei nur mäßigen Lichtverhältnissen gehalten, um Kannibalismus und Federpicken zu minimieren. Das hat allerdings zur Folge, dass diese geringe Lichtintensität zu Augenveränderungen bis hin zur Blindheit führen kann. Dem gegenüber steht das Halten der Tiere bei Dauerlicht, um größere Wachstumszunahme zu gewährleisten. Auch dies kann zu Augenveränderungen mit erhöhtem IOD führen.

Im Rahmen der vorliegenden Dissertation wurden die Reboundtonometer TonoVet® und TonoLab® mit dem Applanationstonometer TonoPenXL® verglichen, mit welchem bislang der IOD bei Vögel ermittelt wurde (BRAUN 1995).

Die neuen Reboundtonometer TonoVet® und TonoLab® sind in der Ornitho – Ophthalmologie durch eine Vielzahl von Vorteilen gegenüber dem Applanationstonometer TonoPenXL® besonders geeignet. Vor allem durch die sehr kurzen Messzeiten und die überaus einfache Handhabung werden



## DISKUSSION

untersuchungsbedingte Risiken, wie Aufregungszustände und die damit verbundene Schockgefahr auf ein Minimum reduziert.

BRAUN (1995) etablierte für viele Vogelspezies die Tonometrie am Vogelauge mittels des TonoPenXL®. Die Anwendung im Vergleich zu den Reboundtonometern ist weitaus komplizierter und bedarf einer grundlegenden Einarbeitung und Erfahrung, um korrekte Messergebnisse zu erlangen. Durch die manuell aufgebrachte Kraft des Untersuchers, wie es beim TonoPenXL® der Fall ist, kommt es zu einer Beeinflussung der Messergebnisse. So wurden bei verschiedenen Personen grundlegend verschiedene Messergebnisse ermittelt bzw. kamen zum Teil überhaupt keine Messergebnisse zustande (PRASHAR et al. 2007). Die Vorteile der Reboundtonometer liegen in einem minimal invasiven Messvorgang, welcher ohne jeglichen Gebrauch von Lokalanästhetika auskommt, einhergehend mit einer sehr guten Patiententoleranz (KONTIOLA et al. 2001, FERNANDES et al., 2005, KNOLLINGER et al. 2005, BRUSINI et al. 2006, GÖRIG et al. 2006, ILIEV et al. 2006, SCHREIBER et al. 2007). So wird der eigentliche Messvorgang nur durch die leichte Betätigung der Messtaste und der damit verbundenen geräteeigenen Beschleunigung des Prüftips Richtung Kornea ausgelöst und somit kann eine Beeinflussung durch manuell aufgebrachte Kraft des Untersuchers ausgeschlossen werden. Im Vergleich zum TonoPenXL® erfolgt die intraokulare Druckmessung wesentlich schneller (<1 Sekunde/Einzelmessung), was bei diesen stressanfälligen Tieren von großer Bedeutung ist. Der TonoPenXL® wird nach Lokalanästhesie auf die Korneaoberfläche mit einem Durchmesser von 3,22 mm aufgesetzt und der Kontakt mit der Kornea dauert länger im Vergleich zum TonoVet® oder TonoLab®. Besonders bei Augen mit einem kleineren Korneadurchmesser als 9 mm werden akzeptable Messergebnisse häufig nur durch eine hohe Zahl von Wiederholungsmessungen erreicht (BRAUN,1995). Dies hat, durch wiederholte Druckausübung auf die Kornea, einen möglichen Tonographieeffekt zur Folge, welcher zu einer Senkung des IOD durch die Verdrängung des Kammerwassers führt (RUMBERGER 2008). Dies geht mit erheblicher Stressbelastung des Patienten einher, was ebenfalls zur Verfälschung des IOD führen kann. So konnten PRASHAR et al. (2007) am Hühnerauge zum Teil gar keine Messergebnisse mittels TonoPenXL® erzielen, während die Messungen mit dem TonoVet® immer problemlos verliefen. Je kleiner das Vogelauge desto kleiner ist der Korneadurchmesser und umso höher der Krümmungsradius der Kornea (MURPHY

## DISKUSSION

und HOWLAND 1983). Das heißt, dass bei Vögeln, deren Korneadurchmesser unter 9 mm liegt, der TonoPenXL® durch die starke Krümmung der Kornea nicht mehr plan aufliegt und es somit unmöglich ist den IOD zu bestimmen (BRAUN 1996).

Die Aufprallfläche der Prüftips der Reboundtonometer ist weitaus geringer und die Berührung der Korneae dauert nur einen Bruchteil einer Sekunde. Die oben beschriebenen Vorteile der Reboundtonometer wurden auch von KONTIOLA et al. 2001, FERNANDES et al., 2005, KNOLLINGER et al. 2005, BRUSINI et al. 2006, GÖRIG et al. 2006, ILIEV et al. 2006 und SCHREIBER et al. 2007 bestätigt. Mit dem TonoVet® war es problemlos möglich den IOD bei Vögeln von einer Größe von Nymphensittichen bis hin zu Großpapageien valide zu messen. Bei noch kleineren Vögeln wie beispielsweise Wellensittichen war dies immer noch mit dem TonoLab® möglich. Dies ist vor allem für private Tierarztpraxen von Bedeutung, denn die dort vorgestellten Vögel haben in der Regel einen sehr geringen Korneadurchmesser; mittels der Reboundtonometer ist es hier möglich, auch ohne Einarbeitung und Erfahrung, den IOD korrekt zu messen.

## 5.2 Referenzwerte

### 5.2.1 TonoVet® im Vergleich zum TonoPenXL®

In der vorliegenden Studie konnte gezeigt werden, dass der IOD zwischen den untersuchten Familien signifikante Unterschiede aufwies. Dies war beim TonoPenXL® genauso zu beobachten, wie bei dem TonoVet®.

Im Gegensatz zu den Säugetieren muss daher bei der Bestimmung des IOD an Vogelaugen die sehr große Variationsbreite der Augentypen bei den Vertretern der Vögel beachtet werden. Einhergehend damit ist ein großes Spektrum an artspezifischen Referenzwerten zu berücksichtigen.

Der höchste IOD konnte in der Familie der Accipitridae, sowohl mit dem TonoVet® als auch mit dem TonoPenXL® ermittelt werden. Der IOD beim Mäusebussard (*Buteo buteo*) gemessen mit dem TonoVet® lag bei 32,5 mmHg und gemessen mit dem TonoPenXL® bei 16,7 mmHg. Der niedrigste IOD wurde in der Familie der Strigidae ebenfalls für beide Tonometer gemessen. Diese unterschiedlichen

## DISKUSSION

Ergebnisse wurden auch von anderen Autoren beschrieben (BRAUN 1995, BAYON et al. 2008 und Reuter 2009).

Die Ergebnisse für die Spezies der Ordnung der Psittaziformes zeigen keinen signifikanten Unterschied zwischen beiden Tonometern. So ermittelte der TonoPenXL® bei Graupapageien (*Psittacus eritacus*) einen IOD von 10,2 mmHg und mit dem TonoVet® einen Mittelwert von 10,1 mmHg. Bei allen anderen Spezies dieser Ordnung, ob Kakadus (*Cacatua* ssp), Aras (*Ara* ssp) oder Amazonen (*Amazona* ssp) konnte ebenfalls kein signifikanter Unterschied zwischen dem TonoPenXL® und dem TonoVet® gefunden werden. Allerdings konnten bei den Agarporniden (*Agarpornis* ssp), den Nymphensittichen (*Nymphicus hollandicus*) und Wellensittichen (*Melopsittacus undulatus*) keine Vergleichsmessungen mit dem TonoPenXL® aufgrund des zu kleinen Korneadurchmessers durchgeführt werden. Bei allen Großpapageien ist der TonoVet® als gleichwertiger Ersatz zum TonoPenXL® anzusehen.

Gleiche Ergebnisse lieferte die statistische Auswertung bei Turmfalken (*Falco tinnunculus*), Schleiereulen (*Tyto alba*) und Waldohreulen (*Asio otus*). Auch bei Laufenten (*Anas platyrhynchos*), Gänsen (*Anser anser*) und Tauben (*Columbus livia*) konnten keine signifikanten Unterschiede zwischen beiden Tonometern gefunden werden. Bei all diesen Spezies lieferten beide Tonometer gleichwertige Ergebnisse. Anders sieht es bei den Hühnern (*Gallus gallus*), Moschusenten (*Cairina moschata*), Puten (*Meleagris gallopavo*), Steinkäuzen (*Athene noctua*) und Wanderfalken (*Falco peregrinus*) aus. Bei all diesen Spezies wurde ein signifikanter Unterschied zwischen beiden Tonometern gefunden. Allerdings liegen die Mittelwerte nur im Falle der Puten mit 4,2 mmHg recht weit auseinander. Dies liegt vermutlich daran, dass es sich um juvenile Tiere handelte. BRAUN (1995) aber auch REUTER (2009) konnte eine Abhängigkeit des IOD zum Alter feststellen. Bei Turmfalke, Moschusente und Hausgans lag der IOD bei juvenilen Tieren niedriger als bei Adulten. Der sich mit dem Alter ändernde IOD könnte mit der Entwicklung der Bulbushüllen und vor allem der Tunica fibrosa einhergehen. Beim Menschen konnte ein zunehmender IOD mit dem Alter und mit zunehmender Größe des Bulbus und zunehmender der Rigidität der Bulbushüllen festgestellt werden (PALLIKARIS et al. 2005). Dazu kommt noch, dass die Rigidität der Bulbushüllen von der Dicke der Hornhaut beeinflusst wird. So konnte MONTIANI-FERREIRA et al. (2004) zeigen, dass bei Haushühnern die Dicke der Hornhaut bis zu dem 70. Lebensjahr zunimmt. Nach BAYÓN et al. (2006) könnte

## DISKUSSION

ein zunehmender IOD in Kombination mit zunehmender Hornhautdicke ein Faktor bei der Altersentwicklung des IOD sein.

Der beim Mäusebussard (*Buteo buteo*) höchste IOD wurde mit dem TonoVet® in der Vorkalibration „d“ = dog gemessen. Wird allerdings die interne Vorkalibration des TonoVet® von „d“ = dog auf „P“ = nicht definierte Spezies geändert, so konnten keine signifikanten Unterschiede zwischen diesen beiden Tonometern mehr ermittelt werden. Der TonoVet® ermittelte einen IOD von 18,4 mmHg knapp überhalb des vom TonoPenXL® ermittelten IOD von 16,7 mmHg. Beim Uhu (*Bubo bubo*) ergeben beide Tonometer annähernd denselben Messwert wieder, allerdings ebenfalls in der Vorkalibration „P“ für undefinierte Spezies. Auch HARRIS et al. (2008) konnten dies in verschiedenen Messvorgängen bestätigen. So ergaben Messungen bei der östlichen Kreischeule (*Megascops asio*) mit beiden Tonometern unterschiedliche Messergebnisse. Der IOD wurde mit dem TonoVet® ebenfalls mit den Einstellungen „d“ = dog und „P“ = undefinierte Spezies durchgeführt. Hier lagen die Ergebnisse des TonoPenXL® mit einem Mittelwert von 9,35 mmHg unter den Ergebnissen des TonoVet®. Die Ergebnisse des TonoVet® mit der Vorkalibration „P“ ergaben einen Mittelwert von 10,45 mmHg im Gegensatz zu der Vorkalibration „d“, mit welcher ein Wert von 14,3 mmHg ermittelt wurde.

Der hohe IOD bei den Mäusebussarden (*Buteo buteo*) konnte auch von REUTER (2009) bestätigt werden. Sie ermittelte mit dem TonoVet® einen IOD von 26,9 mmHg. BAYON (2008) konnte einen Zusammenhang zwischen der Hornhautdicke und dem vom TonoVet® gemessenen IOD feststellen. So ermittelte er für Spezies der Familie Accipitridae mit einem starken Hornhautdurchmesser recht hohe IOD Werte. Beim Habichtsadler (*Hieraaetus fasciatus*) mit einer Hornhautdicke von 637,58 µm ermittelte er mit dem TonoVet® einen IOD von 40,26 mmHg. Im Vergleich dazu stellte er bei Turmfalken (*Falco tinnunculus*) mit einem Korneadurchmesser von 155,82 µm einen IOD von 10,0 mmHg fest.

Im Allgemeinen ermittelte der TonoVet® einen im Vergleich zum TonoPenXL® etwas höheren IOD. Dies ist bei allen untersuchten Spezies festgestellt worden, nur bei den Puten ermittelte der TonoPenXL® höhere Werte als der TonoVet®. Ähnliche Ergebnisse lieferten auch BAYON et al. (2006), JEONG et al. (2007) und HARRIS et al. (2008). Andere Autoren kamen zu signifikant anderen IOD Werten bei denselben Spezies. So ermittelte BAYON (2008) mittels TonoVet® einen IOD bei Steinkäuzen (*Athena noctua*) von 16,86 mmHg, der sich im Vergleich zur vorliegenden Studie

## DISKUSSION

um 4 mmHg unterscheidet. Dies ist auch bei den von REUTER (2008), HARRIS et al. (2008) und JEONG et al. (2007) untersuchten Vogelspezies zu beobachten. Nur PRASHAR et al. (2007) ermittelte mit dem TonoVet® für das Haushuhn (*Gallus gallus*) annähernd identische IOD Werte, wie in der vorliegenden Studie. Diese Abweichungen von den eigenen Messwerten sind möglicherweise auf verschiedene Einflussfaktoren, die in der Tabelle 16 aufgeführt werden, zu erklären. Größte Bedeutung spielt in diesem Zusammenhang die fachgerechte Durchführung von Zwangsmassnahmen. So kann ein nicht fachgerechtes Einfangen oder eine nicht korrekt durchgeführte Fixation des Patienten zu Aufregungszuständen führen, die ebenso wie die Kompression der V. jugularis oder Druck auf den Bulbus zu einem Anstieg des IOD führen (PILZ und COMBERG 1961, WALDE 1982, KORBEL 1992b) und das Messergebnis verfälschen. Um Fehler bei der Tonometrie zu vermeiden ist es wichtig, eine Routine bei der Tonometrie zu erlangen. Dies ist nur unter Anwendung von standardisierten und reproduzierbaren Messbedingungen möglich.

**Tabelle 16:** Den IOD beeinflussende Faktoren bei Vögeln

IOD-Abfall	IOD-Anstieg
<ul style="list-style-type: none"><li>- Exikose (JANTZEN 1988)</li><li>- Hyperventilation (EZZATT 1973, HEILAMNN 1974, JANTZEN 1988, KORBEL 1994)</li><li>- Tonographieeffekt (COMBERG und PILZ, DRAEGER 1966)</li></ul>	<ul style="list-style-type: none"><li>- Druck auf den Bulbus (WALDE 1982)</li><li>- Aufregungszustände durch Einfangen und Fixieren (KORBEL 1992)</li><li>- Kompression der V. jugularis (PILZ und COMBERG 1961)</li><li>- Hypoventilation (EZZATT 1973, HEILMANN 1974)</li><li>- Hypoxämie (HEILMANN 1974)</li></ul>

BRAUN (1995) konnte für das Haushuhn (*Gallus gallus*) und die Taube (*Columbus livia*) tageszeitliche Schwankungen des IOD zeigen. Auch PRASHAR et al. (2007) konnte bei Vergleichsmessungen unterschiedliche Augeninnendrucke ermitteln. Er führte dies auf tageszeitliche Schwankungen, unterschiedliche Reaktion der Tiere auf Stress und auf Messfehler zurück. Daneben ist das Alter der zu untersuchenden Tiere nicht außer acht zu lassen. So konnte REUTER (2008) bei verschiedenen

## DISKUSSION

Greifvogelspezies zeigen, dass der IOD mit zunehmendem Alter ansteigt. Dies ist in der täglichen Routine zu beachten; ein um 2 mmHg unterschiedlicher IOD sollte auf jeden Fall als nicht pathologisch dargestellt bzw. weiter beobachtet werden.

### 5.2.2 TonoLab® im Vergleich zum TonoVet® und TonoPenXL®

Bisher wurde bei keiner Vogelspezies der Augeninnendruck mit dem TonoLab® im Vergleich zum TonoVet® bestimmt.

Die mit dem TonoLab® ermittelten IOD-Werte lagen weit über denen der anderen beiden Tonometer und dies bei allen Spezies, wobei die Werte oft doppelt oder noch höher als beim TonoVet® bzw. TonoPenXL® lagen. Vor allem bei den Accipitridae, Falconidae und Strigidae ermittelte der TonoLab® mit bis zu 85 mmHg extrem hohe Werte. Nur bei den Vögeln mit einem sehr kleinen Korneadurchmesser, wie bei den Agaporniden, Nymphen- oder Wellensittichen konnten valide Werte ermittelt werden. So lag der IOD bei diesen Spezies zwischen 9,9 mmHg und 13,5 mmHg und damit im Bereich von Graupapageien (*Psittacus erithacus*), Aras (*Ara* ssp), Kakadus (*Cacatua* ssp) und Amazonen (*Amazona* ssp).

Diese extrem hohen Werte bei allen anderen Spezies sind mit den Eigenschaften der Hornhaut verbunden und mit deren Auswirkung auf die Reboundtonometer. Die Dicke der Hornhaut (Corneal Thickness, CT) kann das Messergebnis beeinflussen. In der humanmedizinischen Literatur bestätigen Untersuchungen eine Beeinflussung der Messergebnisse unterschiedlicher Messverfahren durch die CT beim Menschen, wobei Messungen mit einem Rebound-Tonometer an einer dickeren Hornhaut unkorrekt hohe Messergebnisse und an einer dünneren Hornhaut unkorrekt niedrige Messergebnisse erbrachten (BHAN et al. 2002, BRUSINI et al. 2006, NAKAMURA et al. 2006, SALEH et al. 2006, SCHREIBER et al. 2007). JORGE et al. (2008) und MARTINEZ-DE-LA-CASA et al. (2006) zeigten dass das Messergebnis bei Augen mit einer höheren CT höher ausfiel. Bei Greifvögeln und Eulen konnten BAYON et al. (2006) und bei Hühnern PRASHAR et al. (2007) diese Korrelation bestätigen. Daneben spielt der Krümmungsgrad der Kornea und der Hysteresiseffekt eine entscheidende Rolle (PRASHAR et al. 2007). Durch die extrem kleine Aufprallfläche des Prüftips ist es mit dem TonoLab® nur bei sehr kleinen Vögeln möglich, welche einen Korneadurchmesser von 5 mm aufweisen, korrekte Aussagen zu machen. Der Einfluss des Tränenfilms kann durch seine Adhäsionskräfte auf die kinematischen

## DISKUSSION

Eigenschaften des Messprobes als eine weitere mögliche Fehlerquelle angesehen werden. (RUOKONEN 2008). Damit ist der TonoLab® als Tonometer bei Vögeln mit einem Korneadurchmesser von weniger als 9 mm momentan die einzige valide Methode, um den Augeninnendruck zu bestimmen.

### 5.3 Kalibration der verschiedenen Tonometern

Die tonometrisch ermittelten IOD-Werte der drei verschiedenen Tonometer wurden graphisch miteinander verglichen. So konnte gezeigt werden, dass sowohl der TonoVet® und wie auch der TonoPenXL® die manometrischen Druckwerte sowohl im unteren wie auch im oberen Druckbereich als zu niedrig wiedergaben. Die tonometrisch erhobenen Werte lagen bei Hühnern, Tauben, Laufenten und Gänsen unter den manometrisch eingestellten Drücken. Wie auch schon bei den in vivo Versuchsreihen beobachtet, lieferten beide Tonometer angehend gleiche Ergebnisse. Für alle untersuchten Spezies wurde ein linearer Zusammenhang festgestellt.

Ganz andere Ergebnisse lieferte der TonoLab®. So ermittelte dieser bei Hühnern, Gänsen und Laufenten im ganzen Druckbereich IOD – Werte, die weit über den manometrisch angelegten Drücken lagen. Nur bei Tauben wurden für den TonoLab® angehend die manometrisch angelegten Drücke ermittelt. Auch hier zeigen die Ergebnisse eine gute Übereinstimmung mit den in vivo durchgeführten Messreihen.

BRAUN (1995) verglich den TonoPenXL® mit einer manometrischen Messmethode und erhielt für alle von ihr untersuchten Spezies ähnliche Ergebnisse. Mit steigendem Druck ermittelte der TonoPenXL® zu niedrige Messergebnisse. Nur im Druckbereich von 10-20 mmHg ermittelte sie angehend die manometrisch angelegten Drücke.

REUTER (2009) verglich das TonoVet® ebenfalls mit einer manometrischen Messmethode. Für Seeadler, Habicht und Mäusebussard zeigte sie, dass der TonoVet® die manometrisch angelegten Drücke als zu hoch wiedergab, was sich bei ansteigendem Druck weiter verstärkte. Bei Turmfalke, Waldkauz, Schleiereule und Waldohreule lagen die Verhältnisse genau andersherum und der TonoVet® ermittelte im Vergleich zu den manometrisch eingestellten Drücken zu niedrige IOD – Werte. Nur bei den für Sperber durchgeführten Messreihen stimmten die Ergebnisse des Tonometer und des Manometer über einen weiten Druckbereich überein.

## DISKUSSION

BRAUN (1995) erklärte die Abweichungen zwischen dem TonoPenXL® und dem Manometer damit, dass der TonoPenXL® für das menschliche Auge konzipiert wurde und beim Vogel ganz andere anatomische Verhältnisse in Bezug auf Hornhautdicke, der Rigidität und dem Krümmungsgrad bestehen.

GÖRING et al. (2005) zeigte bei der Taube ebenfalls eine zunehmende Abweichung der Messergebnisse des TonoVet® im Vergleich zum Manometer in höheren IOD-Bereichen. Beim Huhn fanden PRASHAR et al. (2007) für das TonoVet® einen linearen Zusammenhang zwischen den manometrischen und vom Tonometer ermittelten Werten. Allerdings zeigten die für jedes Tier erstellten Kalibrationskurven signifikante Unterschiede.

Bei Pferden und Hunden konnte ein linearer Zusammenhang zwischen den manometrisch eingestellten und den mittels TonoVet® gemessenen Drücken beobachtet werden (GÖRING 2005, KNOLLINGER et al. 2006, GÜSE 2008). Ein solcher Zusammenhang konnte ebenso für Mäuse– bzw. Rattenaugen gezeigt werden (GOLDBLUM et al. 2002, MORRIS et al. 2006, PEASE et al. 2006, WANG et al. 2005). Die bei den oben angeführten Spezies gefundene Linearität könnte mit der bereits vorliegenden Vorkalibrierung der Tonometer zusammen hängen, da bei den Messungen hierfür keine weitere Korrektur vorzunehmen ist.

Demgegenüber lagen die in dieser Arbeit ermittelten IOD-Werte für Tauben Laufenten, Hühner und Gänse beim TonoVet® und TonoPenXL® unterhalb der manometrisch eingestellten Werte; für den TonoLab® lagen sie oberhalb der manometrisch eingestellten Werte. Für Seeadler, Habicht, Mäusebussard, Turmfalke, Waldkauz, Schleiereule und Waldohreule, aber auch für Tauben und Hühner wurden ebenfalls Abweichungen zwischen dem TonoVet® und dem Manometer gefunden (GÖRING 2005, BAYON 2006, PRASHAR 2007, REUTER 2009). Diese Unterschiede sind, wie auch schon von BRAUN (1995) und REUTER (2009) beschrieben, anhand der unterschiedlichen speziesabhängigen Eigenschaften des Auges, im Besonderen der Bulbusrigidität, des Krümmungsradius der Kornea und der Hornhautdicke zu erklären. So konnten JORGE et al. (2008) sowie MARTINEZ-DE-LA-CASA (2009 und 2006) mehrfach zeigen, dass die Hornhautdicke (corneal thickness, CT) die Messergebnisse des TonoVet® beeinflusst. Der mittels TonoVet® ermittelte Druck lag bei Tieren mit einer hohen CT höher als bei Tieren mit einer geringeren CT. Bei Vögeln konnten BAYÓN et al. (2006) diesen Zusammenhang bestätigen. Er fand bei Turmfalken und Eulen niedrige CT-Werte



## DISKUSSION

und bei verschiedenen Adlerspezies höhere Werte. Die Ergebnisse von REUTER (2009) bestätigen diese Erkenntnisse. So ermittelte der TonoVet® bei Seeadler, Habicht und Mäusebussard im Vergleich zu den manometrisch angelegten Drücken zu hohe IOD-Werte. Bei Eulen und Turmfalken lieferte der TonoVet® im Vergleich zum Manometer zu niedrige Werte. Dies lässt sich auch bei den in vivo Messungen wiedergeben. So wurde für Mäusebussarde und verschiedene Adlerspezies ein sehr hoher IOD und bei den Eulen ein verhältnismäßig niedrigerer IOD gemessen. Auch PRASHAR et al. (2007) führten den vom TonoVet® niedrigen IOD-Wert im Vergleich zum manometrisch angelegten Druck auf die geringe CT bei Hühnern zurück. Des Weiteren zeigte sich, dass bei steigendem Druck die Abweichung der tonometrischen Werte im Vergleich zu den manometrischen größer wurde. Dies kann aus den Graphiken des Ergebnisteils entnommen werden. Die mit dem steigenden Druck größer werdenden Abweichungen des IOD führten SUN et al. (2009) auf die sich mit steigendem Druck verändernden strukturellen und biomechanischen Eigenschaften der Kornea zurück. Bei hohen Drücken wurden die strukturellen Veränderungen mit dem bloßen Auge in Form eines Korneaödems sichtbar. Die sich bei steigendem Druck ändernden biomechanischen Eigenschaften können ebenfalls die Messergebnisse verfälschen (CHUI et al. 2008; JORGE et al. 2008).

Um für die manometrisch untersuchten Spezies den korrigierten IOD berechnen zu können, wurden Regressionsanalysen durchgeführt. Anhand der im Ergebnisteil aufgeführten Formeln ist es möglich vom tonometrisch ermittelten IOD auf den entsprechenden manometrischen Druck rückzuschließen.

## 6. Zusammenfassung

Tonometrie am Vogelauge mittels TonoVet® und TonoLab® im Vergleich zum TonoPenXL®

Das Ziel dieser Dissertation war es, zu untersuchen, inwieweit die Reboundtonometer in der Ornitho-Ophthalmologie den intraokularen Druck im Vergleich zum etablierten TonoPenXL® gleichwertig wiedergeben. Des Weiteren sollten für diese neuen Tonometer Referenzbereiche für den IOD ermittelt werden.

Der zweite Teil der Studie umfasste Kalibrationsversuche an euthanasierten Vögeln, um Rückschlüsse auf den tatsächlichen IOD zu ermöglichen.

Durch die Messung des intraokularen Druckes bei 306 Vögeln war es möglich, für 21 Spezies aus 7 Ordnungen IOD-Referenzwerte zu ermitteln. Es konnte gezeigt werden, dass der TonoVet® im Vergleich zum TonoPenXL® für fast alle untersuchten Spezies vergleichbare IOD-Werte ohne signifikante Abweichungen lieferte. Der große Vorteil dieses Gerätes ist seine einfache und personen-unabhängige Handhabung, die ohne viel Übung valide Ergebnisse liefert und ohne Lokalanästhesie durchführbar ist. Damit ist die Stressbelastung der untersuchten Tiere weit geringer als bei dem TonoPenXL®. Insbesondere für die Ordnung der Psittaciformes konnten zum ersten Mal Referenzwerte mittels TonoVet® bestimmt werden. Der TonoLab® lieferte nur für Augen mit einem Korneadurchmesser von unter 9 mm reproduzierbare Ergebnisse. Damit ist es in der Ornitho-Ophthalmologie erstmals möglich, tonometrisch den IOD auch bei Vögeln mit sehr kleinem Korneadurchmesser zu ermitteln.

Bei den Kalibrationsversuchen wurden für jede untersuchte Spezies eigene Kalibrationskurven ermittelt. Hier gab der TonoLab® bei allen Spezies, mit Ausnahme der Haustaube, den manometrisch angelegten Druck höher als eingestellt wieder. Im Vergleich dazu lieferten sowohl TonoVet® als auch TonoPenXL® für alle Spezies einen niedrigeren Druck als ursprünglich manometrisch vorgegeben. Für alle Spezies konnte ein linearer Zusammenhang zwischen beiden Methoden ermittelt. Somit ist es möglich, anhand der erstellten Regressionsformeln den tatsächlichen IOD zu berechnen. Die Reboundtonometrie stellt je nach Spezies eine gleichwertige Messmethode zur Applanationstonometrie mittels TonoPenXL® dar und ist daneben einfacher in der Anwendung und stressfreier für den Patienten.

## 7. Summary

Tonometry in birds eyes using the rebound tonometers TonoVet® and TonoLab® in comparison with the TonoPenXL®

The aim of this study was to compare the new rebound tonometers with the established TonoPenXL® and to show to what extent the results are equal in the ornitho-ophthalmology. Furthermore the new reboundtonometers were calibrated against a manometric method.

The intraocular pressure was measured in 301 birds (21 species from 7 orders) and the data attest that the results with the new tonometers are in most of the cases equal to the TonoPenXL®. The advantage of the TonoVet® and TonoLab® is the easy and person-independant way of obtaining the IOP. The IOP could be measured without anesthesia and the stress impact is much lower. For the first time we could obtain data for the order of psittaciformes with the new tonometers. With the TonoLab® it is possible moreover to obtain IOP in birds with a corneal diameter under 9 mm.

Comparative manometric readings were used to generate calibration curves for the eyes of four different bird species from three orders for the use of the three tonometers. The TonoVet® underestimated the IOP like the TonoPenXL® in all species. The TonoLab® comparatively overestimated the IOP in the investigated species. Only for pigeons the manometric and tonometric results were similar. Linear correlation could be shown for all species and regression formulae were calculated to gather corrected IOP values.

In conclusion, the new rebound tonometers were found to be useful devices for the measurement of IOP. Well tolerated and reproducible results could be provided quickly. In most cases the use of rebound tonometers is an equivalent method to the use of TonoPenXL®.

## 8. Resumen

Tonometría en el ojo aviar por los tonómetros del sistema rebound TonoVet® y TonoLab® en comparación con el TonoPenXL®

El objetivo de este estudio ha sido la comparación de los nuevos tonómetros del sistema rebound (TonoVet® y TonoLab®) con un tonómetro plano (TonoPenXL®) en diferentes especies de aves. Hemos valorado hasta que punto los resultados de estos tonómetros son equiparables. Además los nuevos tonómetros del sistema rebound han sido calibrados con un sistema manométrico.

La presión intraocular (PIO) ha sido medida en 301 aves (21 especies de 7 órdenes). Los datos obtenidos demuestran que los nuevos tonómetros del sistema rebound son en la mayoría de los casos iguales que los obtenidos con el TonoPenXL®. No se han encontrado diferencias significativas entre ambos tonómetros.

También hemos obtenido valores de referencia para todas estas órdenes.

La ventaja de los nuevos tonómetros del sistema rebound es que la obtención de la PIO es bastante más cómoda en comparación con el TonoPenXL® y el estrés que se les provoca a las aves durante la manipulación es bastante menor. No hace falta utilizar un anestésico tópico para medir la PIO.

Por primera vez hemos obtenido datos de la presión intraocular en psitácidas. Además con el TonoLab® es posible obtener la PIO en aves con un diámetro corneal menor a 9 mm como es el caso del periquito.

Hemos elaborado curvas de calibración en tres órdenes comparando la verdadera PIO con la obtenida. El TonoVet como el TonoPenXL® subestimaron la PIO en todas las especies. En cambio el TonoLab® la sobrestimó excepto en palomas donde el resultado manométrico coincide con el resultado tonométrico.

Hemos observado una correlación lineal en todas las especies examinadas. Por lo tanto es posible calcular la verdadera PIO con las fórmulas de regresión elaboradas.

En conclusión los nuevos tonómetros del sistema rebound son unos instrumentos útiles para diagnosticar la PIO. Las aves los han tolerado muy bien y los resultados obtenidos han sido representativos y rápidos. En la mayoría de los casos los nuevos tonómetros del sistema rebound son equiparables al método del TonoPenXL®.

## 9. Literaturverzeichnis

1. ABRAHAMMS IW. Avian lymphomatosis and uveitis. Am. J. Ophthalm. 51, 1963: 424 – 433.
2. ADAMSON IA, POLIS A, Two-year safety studies of dorzolamide asmonotherapy and with timolol and pilocarpin. Journal of Glaucoma 7, 1998: 395 – 401.
3. AKESTER AR. The cardiovascular system. In: Freeman BM. Physiology and Biochemistry of domestic fowl. Vol. 5. London, Orlando, San Diego, San Fransisco, New York, Toronto, Montreal, Sydney, Tokyo, Sao Paulo: Academic. Press. 1984: 171 – 257.
4. AKESTER AR, BRACKENBURY JH. The avian pecten and intraocular pressure responses to systemic drugs and aterial occlusion. J. Anat. 122(3), 1976: 742 – 743.
5. ALMEIDA DE, REZENDE ML, NUNEST N, LAUS JLD. Evaluation of intraocular pressure in association with cardiovascular parameters in normocapnic dog anesthetized with sevoflurane. Veterinary Ophthalmology 7,2004: 265 – 269.
6. ANDERSON GA, BUYUKMIHCI NC. Phacoanaphylactic endophthalmitis in an owl (Ozus asio). Vet. Path. 20(6), 1983: 776 – 778.
7. ASHTON WLG, PATTISON M, BARNETT KC. Light-induced eye abnormalities in the turkey and the turkey blindness syndrome. Res. Vet. Sci. 14(1) 1973: 42– 46.
8. BAILLART P. Un nouveau tonometre oculaire. Ann Oculist 160, 1923: 81 – 9.

## LITERATURVERZEICHNIS

9. BASKARAN M, RAMAN K, RAMANI KK, ROY J, VIJAYA L, BADRINATH SS. Intraocular pressure changes and ocular biometry during Sirsasana (headstand posture) in yoga practitioners. *Ophthalmology* 113(8) 2006: 1327 – 1332.
10. BAYON A, VECINO E, ALBERT A, ALMELA R; COZZI A; TALAVERA J, FERNANDEZ DEL PALACIA MJ. Evaluation of intraocular pressure obtained by two tonometers and their correlation with corneal thickness obtained by pachymetry in raptors, *Veterinarian ophthalmoscopy* 9(6), 2006: 42 – 43.
11. BHAN A, BROWNING AC, SHAH S, HAMILTON R, DAVE D, DUA HS. Effect of corneal thickness on intraocular pressure measurements with the pneumotonometer, Goldmann applanation tonometer and Tono-Pen Invest. *Ophthal. Vis. Sci.* 43(5), 2002: 1389 – 92.
12. BEZZEL E., PRIZINGER R. Sinnesorgane-Auge. In: Bezzel E., Prinzinger R (Hrsg): *Ornithologie*. Stuttgart: Eugen Ulmer 1990; 148 – 154.
13. BLUMENBACH JF. *Handbuch der vergleichenden Anatomie*. Goettingen: Dieterich 1805.
14. BORRICHIIUS O. *Historia aquila*. In: Borrichius O (Hrsg) *Hermetis, aegiptiorum et chemicorum sapientia*. Hafniae: Petri Hauboldi, Reg. Acad. Bibl.1674; 258-9.
15. BOWMANN O. On glaucomatous affections and their treatment by iridectomy. *Br. Med. J.* 2, 1862; 377 – 82.
16. BRAEKEVELT CR. Electron microscopic observations on the pecten of the nighthawk (*Chordeiles minor*). *Ophthalmologica* 189(4), 1984; 211 – 220.

## LITERATURVERZEICHNIS

17. BRAEKEVELT CR. Fine structure of the pecten oculi of the red-tailed hawk (*Buteo jamaicensis*). *Anat. Histol. Embryol.* 20(4), 1991: 354 – 362.
18. BRAUN J. Weiterführende Untersuchungen zur Bestimmung des Intraokular drucks bei Vögeln mit einem elektronischen Tonometer, Ludwig-Maximilians-Universität 1995, VetDiss
19. BROOKS DE, MURPHY CJ, QUESENBERRY KE, WALSH MT. Surgical correction of a luxated cataractous lens in barred owl. *Am. Vet. Med. Assoc.* 183(11), 1983: 1298 – 9.
20. BROOKS DE. Glaukoma in the dog and cat. *Vet. Clin. North. Am, Small Animal Pract.* 20, 1990: 775 – 797.
21. BROOKS DE. Glaukoma in dog and cat. *Vet. Clin. North Am. Small Animal Pract.* 183(11), 1990: 1298 – 9.
22. BRUBAKER RF. Flow of aqueous humor in humans [The Friedenwald Lecture]. *Invest. Ophthal. Vis. Sci.* 32(13), 1991:3145 – 66.
23. BRUSINI, P., SALVETAT M. L., ZEPPIERI M, TOSONI C, PARISI L, Comparison of ICare tonometer with Goldmann applanation tonometer in glaucoma Patients *J Glaucoma* 15 (3), 2006, 213-7
24. BRYAN GM. Tonometry in the cat and dog. *J. Small Anim. Pract.* 6, 1965: 117 – 120.
25. BUGUET AP, ROMANET JP. 24-hour (nyctohemeral) and sleep-related variations of intraocular pressure in healthy white individuals. *Am. J. Ophthalm.* 117(3), 1994: 342 – 347.
26. CALLA S, GYPTA S, SEN N, GRAG JP. Comparison of the effect of etomidate and thiopentone on intraocular pressure. *Br. Anaesth.* 59, 1987: 437.

## LITERATURVERZEICHNIS

27. CHIU PS, LAUBERS JK, KINNEAR A. Dimensions and physiological lesions in the chick's eye as influence by the light enviroment. *Proc Soc Exp Biol Med* 148(4), 1975: 1223 – 8.
28. CHUI W. S., LAM A., CHEN D., CHIU R., The influence of corneal properties on rebound tonometry. *Ophthalmology* 115 (1), 2008, 80-84
29. COOLEY PL. Normal equine ocular anatomy and eye examination. *Vet. Clin. North Am. Equine Pract.* 8(3), 1992: 427 – 49.
30. COMBERG D, PILZ A. Augeninnendruck und Rigiditätsverhalten bei experimenteller Venendruckerhöhung. *Arch. Ophthalm.* 163, 1961: 189 – 202.
31. CUNNINGHAM AJ, BARRY P. Intraocular pressure- physiology and implications for anaesthetic management. *Canadian Anaesthetics Society Journal* 33, 1986: 195 – 208.
32. DANIAS J, KONTIOLA AI, FILIPPOPOULOS T, MITTAG T. Method for the noninvasive measurement of intraocular pressure in mice. *Invest. Ophthalmol. Vis. Sci.* 44(3), 2003: 1138 – 41.
33. DE GEEST JP, LAUWERS H, SIMOENS P, DE SCHAEFDRIJVER L. The morphology of the equine iridocorneal angle: a light and scanning electronmicroscopic study. *Equine Vet. J. Suppl.* 10, 199: 30 – 35.
34. DEKATER AW, SMYTH JRJr, ROSENQUIST RC, EPSTEIN DL. The Slate turkey: a model for secondary angle closure. *Invest. Ophthalmol. Vis. Sci.* 25(3), 1984: 99.
35. DEKATER AW, SMYTH JRJr, ROSENQUIST RC, EPSTEIN DL. The Slate turkey: A Model for Secondary Angle Closure Glaucom. *Invest. Ophthalmol. Vis. Sci.* 27(12), 1986: 175 – 14.



## LITERATURVERZEICHNIS

36. DEKER PW., KANNGIESSER H, ROBERT Y. Das Kontaktglastonometer. Klein. Monatsbl. Augenheilkd. 208,1996: 370 – 372.
37. DEKKING HM, Coster HD. Dynamic Tonometry. Ophthalmologica 154, 1967: 59 – 74.
38. DENISSENKO G. Über den Bau und die Funktion des Kammes (Pecten) im Auge der Vögel. Arch. Mikroskop. Anat. Entwgesch. 19, 1881: 733 – 741.
39. DEL SOLE MJ, SANDE PH, BERNADES JM, ABA MA, ROSENSTEIN RE. Circadian rhythm of intraocular pressure in cats. Veterinary Ophthalmology 10, 2004: 155 – 161.
40. DESCHAEPELDRIJVER L, SIMOENS P, LAUWERS H, GEEST DE JP. Retinal vascular patterns in domestic animals. Res. Vet. Sci. 47(1), 1989: 34 – 42.
41. DESTEFANO ME, MUGNAINI E. Fine structure of choroidal coat of the avian eye. Lymphatic vessels. Invest. Ophthalmol. Vis. Sci. 38(6), 1997: 1241 – 60.
42. DONDERS FC. Ueber einen Spannungsmesser des Auges. Graefes Arch.Ophthalmol. 9, 1863: 215 – 221.
43. DONDERS FC. Vorzeigung neuer ophthalmometrischer Instrumente. Zehnders Mbl. Augenheilkd. 1, 1863: 502 – 504.
44. DRAEGER J, JESSEN K, RUMBERGER E. Tonometrie. Thieme Verlag, Stuttgart, New York, 1993
45. DRAEGER J. Principle and clinical application of a portable applanation tonometer. Invest. Ophthalmol. 6(2), 1967: 132 – 134.

## LITERATURVERZEICHNIS

46. DRAEGER J. Simple hand applanation tonometer for use on the seated as well as on the supine patient. *Am. J. Ophthalmol.* 62(6), 1966: 1208 – 10.
47. DRAEGER J, RUMBERGER E, WIRTH H. Clinical and experimental evaluation of the so-called Tono-Pen tonometer. *Klin. Monatsbl. Augenheilkd.* 195(3), 1989: 196 – 202.
48. DUKE-ELDER SS. The phasic variations in the ocular tension in primary glaucoma. *Am. J. Opht.* 35, 1952: 1 – 21.
49. DUKE-ELDER SS. The eyes of birds. In: Duke-Elder S Sir (ed): *System of Ophthalmologie, The eye in evolution.* London: Henry Kimptom 1958: 397 – 427.
50. DUNCALF MB, WEITZNER SW. Ventilation and hypercapnea on intraocular pressure during anesthesia. *Anesthesia and Analgesia* 42, 1963: 232 – 237.
51. DUNCALF D. Anaesthesia and intraocular pressure. *Trans. Am. Acad. Opht. Otol.* 79, 1975: 562 – 567.
52. DURHAM DG, BIGLIANO RP, MASINO JA. Pneumatic applanation tonometer. *Trans. Am. Acad. Ophthalmol. Otolaryngol.* 69(6), 1965: 1029 – 47.
53. ERHARDT W, GABEL C, HABERSTROH J, KNOBLOCH S. Anästhetische Maßnahmen zur Durchführung von Untersuchungen und Operationen am Auge beim Kleintier. Tagungsband 11. WSAVA Fortbildungskurs „Kleintierkrankheiten –Ophthalmologie“, Flims/Schweiz 1990: 335 – 345.
54. ERHARDT W. Anästhetische Maßnahmen zur Durchführung von Untersuchungen und Operationen am Auge. In: Erhardt W, Henke J, Haberstroh J (Hrsg): *Anästhesie und Analgesie bei Kleintieren.* New York, Stuttgart; Schattauer 2004: 350 – 352.

## LITERATURVERZEICHNIS

55. EZZAT AE. Physiology of the eye pertinent to anesthesia. Proceed Int Ophthalmol. Clin. 1973: 13.
56. FERNANDEZ P, DIAZ-REY JA, QUEIROS A, GONZALES-MEIJER JM, JORGE J. Comparison of the Icare - rebound tonometer with the Goldmann tonometer in a normal population. Ophthal. Physiol. Opt. 25, 2005: 436 – 440.
57. FICK A. Ueber Messung des Druckes im Auge. Archiv für die gesamte Physiologie des Menschen und der Tiere 42, 1888: 86 – 90.
58. FORBES M, PICO G Jr., GROLMAN BA. Noncontact applanation tonometer. Sight. Sav. Rev. 43(3), 1973: 155 – 161.
59. FORISCH K. Die Messung des intraokularen Druckes beim Hund mit Hilfe des Impressionstonometers von Schiötz. Tierärztliche Hochschule Wien, 1980, VetDiss
60. FRANCIS BA, HSIEH A, LAI MY, CHOPRA V, PENA F, AZEN S, VARMA R. Effects of corneal thickness, corneal curvature, and intraocular pressure level on Goldmann applanation tonometry and dynamic contour tonometry Ophthalmology 114(1), 2007: 20 – 26.
61. FRANZ V. Das Pecten, der Fächer im Auge der Vögel. Biolog. Zbl. 28(14), 1908: 449 – 468.
62. FRANZ V. Versuche einer biologischen Würdigung des Vogelauges. Verhdlg. Dtsch. Zool. Gesellsch. 5. Sitzung, 1909a: 324 – 336.
63. FRANZ V. Das Vogelauge. Zool. Jb. Anat. Ontog. Tiere 28: 1909b: 732 – 782.

## LITERATURVERZEICHNIS

64. FRANZ V. Photographien mit ultraviolettem Lichte. Teil II und III. Vom Vogelauge. Arch Vgl Ophthalmol 1909c; 1(3): 283 – 9.
65. FREWEIN I, SINOWATZ F. Sinnesorgane –Sehorgan. In: Schummer AB, et al (Hrsg): Lehrbuch der Anatomie der Haussäugetiere, Band 5 – Anatomie der Vögel. 2 Aufl. Berlin, Hamburg : Parey 2004; 374 – 386.
66. FRIEDENWALD JS. Contribution to the theory and practice of tonometrie. 20, 1937: 985 – 1024.
67. GELATT KN, MACKAY EO. Distribution of intraocular pressure in dogs. Vet. Ophthalmology 1(2-3), 1998: 109 – 114.
68. GÖRIG, C., SCHOEMAKER, N. J., STADES, F. C., BOEVÉ, M. H. Evaluation of different tonometers in exotic animals. Vet Ophthalmol 8 (6), 2005, 427-436
69. GÖRIG, C., COENEN, R. T., STADES, F. C., DJAJADININGRAT-LAANEN, S. C.,BOEVE, M. H., Comparison of the use of new handheld tonometers and established applanation tonometers in dogs. Am J Vet Res 67 (1), 2006, 134-144
70. GOLDMANN H, SCHMIDT T. Über Applanationstonometrie. Ophthalmologica 134, 1957: 221 – 242.
71. GOLDMANN H, SCHMIDT T. Weiterer Beitrag zur Applanationstonometrie. Ophthalmologica 141, 1961: 441 – 456.
72. GOLDMANN H, SCHMIDT T. Studien mittels Applanationstonographie. Doc. Ophthalmol. 20, 1966: 184 – 213.

## LITERATURVERZEICHNIS

73. GOLDBLUM D, KONTIOLA AI, MITTAG T, CHEN B, DANIAS J. Non-invasive determination of intraocular pressure in the rat eye. Comparison of an electronic tonometer (TonoPen), and a rebound (impact probe) tonometer. Graefes Arch. Clin. Exp. Ophthalmol. 240(11), 2002: 942 – 946.
74. GREHN F. Augenheilkunde. 29. Auflage Springer Medizin Verlag, Heidelberg 2006;
75. GRÜB M, MIELKE J. Kammerwasserdynamik Ophthalmologe 101(4),2004: 357 – 365.
76. GÜSE, J., Messung des Augeninnendruckes beim Pferd mit dem Tonovet(R) - Präzision, Reliabilität und Anwendbarkeit. Hannover, Tierärztliche Hochschule Hannover, 2008, VetDiss
77. GUM GG. Physiology of the eye. In: Gelatt KN (ed) Veterinary ophthalmology 2nd ed. Philadelphia, London: Lea & Febiger 1991; 128 – 161.
78. GUNDLACH RH, CHARD RD, SKAHEN JR. The mechanism of accommodation in the bird eye (pigeons). J. Comp. Physiol. Psychol. 38: 1945: 27 – 42.
79. GYLSTORFF I. Sinnesorgane – Augen. In: Glystorff I, Grimm F (Hrsg): Vogelkrankheiten. Stuttgart: Ulmer 1987: 210 – 392.
80. HARRIS, M. C., SCHORLING, J. J., HERRING, I. P., ELVINGER, F., BRIGHT, P. R., PICKETT, J. P., Ophthalmic examination findings in a colony of Screech owls (*Megascops asio*). Vet Ophthalmol 11 (3), 2008,186-192
81. HART W, STOECKEL H. Allgemeinanästhesie in der operativen Ophthalmologie. Prakt Anästh. 6(2), 1971: 73.

## LITERATURVERZEICHNIS

82. HEILMANN K. Glaukom, Tonometrie, Anaesthesie. Anaesthesist 24, 1974: 97 – 102.
83. HENDEKIND P, LEITMAN M, WEITZMAN E. The diurnal curve in man: new observations. Invest. Ophth. 12(5), 1973: 348 – 353.
84. HERNDON LW, CHOUDHRI SA, COX T, DAMJI KF, SHIELDS MB, ALLINGHAM RR. Central corneal thickness in normal, glaucomatous, and ocular hypertensive eyes. Arch. Ophthalmol. 115(9), 1997: 1137 – 41.
85. HERNDON LW. Measuring intraocular pressure-adjustments for corneal thickness and new technologies. Curr. Opin. Ophthalmol. 17, 2006: 115 – 119.
86. HERSE P, HANS A, HALL J. The Proview Eye Pressure Monitor: influence of clinical factors on accuracy and agreement with the Goldmann tonometer. Ophthalmic. Physiol. Opt. 25, 2005: 416 – 420.
87. HESS C. Die Akkommodation bei Tauchvögeln. Arch. Vgl. Ophthalmol. 1(2), 1910; 153 – 164.
88. HESSMEIER V, ROSSLER R, JACOBI KW. Tono-Pen, ein lageunabhängiges Tonometer. Klein. Mbl. Augenhk. 193, 1988: 430 – 436.
89. HESSEMEIER V, ROSSLER R, JACOBI KW. Tono-Pen, a new tonometer. Int. Ophthalmol. 13(1-2), 1989: 51 – 56.
90. HESSEMEIER V, RÖSSLER R, JACOBI KW. Tono-Pen versus manometer. Comparative measurements of intraocular pressure in human cadaver eyes. Klin. Monatsbl. Augenheilkd. 195(1), 1989: 23 – 27.
91. HESSEMEIER V. Anästhesieeffekte auf den okulären Kreislauf. Fortschr. Ophth. 88, 1991: 577 – 587.

## LITERATURVERZEICHNIS

92. HEYWOOD R. Intraocular pressure in the Beagle dog. J. Small. Anim. Pract. 12, 1971: 119 – 121.
93. ILIEV, M. E., GOLDBLUM D, KATSOULIS K, AMSTUTZ C, FRUEH B, Comparison of rebound tonometry with Goldmann applanation tonometry and correlation with central corneal thickness Br J Ophthalmol 90 (7), 833-5
94. IMBERT A. Theories ophthalmotonometres. Arch. Ophthalmol. 5, 1885: 358 – 363.
95. JANTZEN J. Anaesthesie und intraokulare Druck. Anaesth. 37, 1988: 458 – 469.
96. JENKINS RL, IVEY WD, MCDANIEL GR, ALBERT RA. A darkness induced eye abnormality in the domestic chicken. Poultry Sci. 58(1), 1979: 55 -59.
97. JENSEN LS, MATSON WE. Enlargement of avian eye by subjection chicks to continuous incadescent illumination. Science 125, 1957: 741.
98. JEONG MB, KIM YJ, YI NY, PARK SA, KIM WT, KIM SE, CHAE JM, KIM JT, LEEH H, SEO KM. Comparaison of the rebound tonometer (TonoVet) with the applanation tonometer (TonovetXL) in normal Eurasian eagle owls. Veterinary Ophthalmology 10(6), 2007: 376 – 379.
99. JORGE, J. M., GONZALEZ-MEIJOME, J. M., QUEIROS, A., FERNANDES, P.,PARAFITA, M. A., Correlations between corneal biomechanical properties measured with the ocular response analyzer and ICare rebound tonometry. J Glaucoma 17 (6), 2008, 442-448
100. KAIJIKAWA J. Beiträge zur Anatomie und Physiologie des Vogelauges. Albrecht von Graefes Archiv für Ophthalmologie 112(2), 1923: 260 – 346.

## LITERATURVERZEICHNIS

101. KALETA EF, REDMANN T, HEFFELS-REDMANN U, FRESKE K. Zum Nachweis der Latenz des attenuierten Virus der infektiösen Laryngotracheitis des Huhnes im Trigeminus-Ganglion. Dtsch. Tierärztl. Wochenschr. 93(1),1986: 40 – 42.
102. KANNGIESSER H, ROBERT Y, DEKKER PW. Kontaktglastonometer. Ophthalmologe 93,1996: 549 – 551.
103. KANNGIESSER H, KNIESTEDT C., ROBERT YC. Dynamic contour tonometry: presentation of a new tonometer. J. Glaucoma 14(5), 2005, 344 – 350.
104. KING AS, MCLELLAND JC. Special sense organs- eye. In: King AS, McLelland J (eds): Outlines in avian anatomy. Landon,: Bailliere Tindall 1975; 129 – 135.
105. KNIESTEDT C, KANNGIESSER H. Dynamic contour tonometry. Ophthalmologe 103(8), 2006:713 – 723.
106. KNOLLINGER, A. M., LA CROIX, N. C., BARRETT, P. M., MILLER, P. E. Evaluation of a rebound tonometer for measuring intraocular pressure in dogs and horses. J Am Vet Med Assoc 227 (2), 2005: 244-248
107. KOMAR G, SZUTTER L. Tierärztliche Augenheilkunde . Berlin, Hamburg: Paul Parey 1968: S
108. KOMÁROMY AM, GARG CD, YING GS, LIU C. Effect of head position on intraocular pressure in horses. Am. J. Vet. Res. 67(7), 2005: 1232 – 35.
109. KONTIOLA AI. A new electromechanical method for measuring intraocular pressure. Documenta Ophthalmologica 93(3), 1999: 265 – 276.
110. KONTIOLA AI. A new induction-based impact method for measuring intraocular pressure. Acta Ophthalmol. Scand. 78(2), 2000: 142 – 145.



## LITERATURVERZEICHNIS

111. KONTIOLA AI, GOLDBLUM D, MITTAG T, DANIAS J. The induction/impact tonometer: a new instrument to measure intraocular pressure in the rat. Exp. Eye Res. 73(6), 2001: 781 – 785.
112. KORBEL RT. Okulare Manifestation systemischer Erkrankungen beim Vogelpatienten. Teil 1. Tierärztl. Prax. 20 1992: 385 – 394.
113. KORBEL RT. Okulare Manifestation systemischer Erkrankungen beim Vogelpatienten. Teil 2. Tierärztl. Prax. 20, 1992: 483 – 491.
114. KORBEL RT. Zwangsmaßnahmen beim Vogelpatienten. Theoretische Grundlagen und praktische Durchführung . Teil 1. Tierärztl. Prax. 20, 1992: 59 – 64.
115. KORBEL RT. Augenkrankheiten bei Vögeln: Ätiologie und Klinik von Augenkrankheiten, Luftsack-Perfusionsanästhesie, ophthalmologische Photographie und Bildatlas der Augenkrankheiten bei Vögeln. Ludwig-Maximilians-Universität 1994, Vet habil
116. KORBEL RT. Augenerkrankungen bei Vögeln. Teil 1: Erkrankungen des vorderen Augensegments. IX DVG-Tagung Vogelkrankheiten, München, 1994; 122 – 129.
117. KORBEL RT, BRAUN J. Further investigations on tonometry in avian ophthalmology using an electronic tonometer (TONOPEN XL). Proc. Europ. Com. Ass. Avian. Vet. Jerusalem/Israel 1995: 100 – 117.
118. KORBEL RT, NELL B. Fluorescein angiography in raptors. Vet. Clin. N. Am. Small animal Pract. 13, 2001: 234 – 237.
119. KORBEL RT, REDIG PT, JONES R. Untersuchung zur Fluoreszenzangiographie am Greifvogelauge. Tierärztl. Prax. (K) 27(6), 2000a: 396 – 407.

## LITERATURVERZEICHNIS

120. KORBEL RT, GUMPENBERER M, SCOPE A. Sonographische und computertomographische Untersuchungen am Vogelauge. 12. DVG-Tagung Vogelkrht., München 2000a: 4.
121. KORBEL RT, REDIG PT, NELL B, WALDE I. Vergleichende Untersuchungen zur Fluoreszenzangiographie bei Vögeln und Haussäugetieren. 12. DVG-Tagung Vogelkrht, München 2000b; 5.
122. KORBEL RT, REESE S, KÖNIG HE. Klinischer Untersuchungsgang einschließlich ophthalmoskopischer Untersuchung. In: König H, Korbel RT, Liebich HG (Hrsg): Anatomie der Vögel 2. Aufl. Schattauer 2008: 233 – 50.
123. KRASNIKOV PG: An outstanding invention of a Russian ophthalmologist (the centenary of the invention of the applanation tonometer by Prof. A.N. Maklakov). Vestn. Oftalmol. 6, 1984: 70 – 72.
124. LANGHAM ME, LEYDECKER W, KRIEGLSTEIN G, WALLER W. Pneumatographic studies on normal and glaucomatus eyes. Adv. Ophthalmol. 32, 1976: 108 – 133.
125. LATIMER KS. Oncology – ocular neoplasm. In: Ritchie BW, Harrison GJ, Harrison LR (eds): Avian medicine: Principles and application. Lake Worth, Wingers Publishing 1994; 667.
126. LAUBER JK, SHUTZE JV, MCGINNIS J. Effects of exposure to continuous light on the eye of the growing chick. Proc. Soc. Exp. Biol. Med. 106, 1961: 871–872.
127. LAUBER JK. Sex-linked albinism in the Japanese quail. Science 146, 1964: 948 – 949.
128. LAUBER JK, MCGINNIS J. Eye lesion in domestic fowl reared under continuous light. Vision Res. 6(12),1966: 619 – 626.

## LITERATURVERZEICHNIS

129. LAUBER JK, KINNEAR A. Eye enlargement in birds induced by dim light. *Can. J. Ophthalmol.* 14, 1979: 265 – 269.
130. LAUBER JK. Diurnal mitochondrial changes in avian retinal pigment: a search for correlation with thyroid state. *Curr. Eye. Res.* 2, 1983: 863 – 868.
131. LAUBER JK, OISHI T, VRIEND J. Plasma melatonin rhythm lost in preglaucomatous chicks. *J. Ocul. Pharmacol.* 2(3), 1986: 205 – 213.
132. LAUBER JK, OSHI T. Lid suture myopia in chicks. *Invest. Ophthalmol. Vis. Sci.* 28(11), 1987: 1851 – 58.
133. LAUBER JK. Review: Light-induced avian glaucoma as an animal model for human primary glaucoma. *J. Ocul. Pharmacol.* 3(1), 1987: 77 – 100.
134. LAUBER LK, CHENG KM. Heritable suseptibility to environmentally induced glaucoma in several mutants of Japanese quail. *J. Hered.* 80(4), 1989: 2681– 71.
135. LAUBER JK. Three avian eye enlargment protocols as myopia models: effects of pharmacological intervention. *J. Ocul. Pharmacol.* 7(1), 1991: 65 – 75.
136. LAVACHE JD, ROSSKOPF WJJR, WOERPEL RW. Diseases of the avian eye. In: Rosskopf WJ, Woerpel RW (eds): *Diseases of cage and aviary birds*. 3rd ed. Baltimore, Philadelphia, London: Lea & Febiger 1996: 360-368.
137. LAYERAT F. D'un nouveau tonometre oculaire. *Recueil. Ophthal.* 1885: 614 – 624.

## LITERATURVERZEICHNIS

138. LEIVA M, NARANJO C, PENA MT. Comparaison of the rebound tonometer (Icare) to applanation tonometer (Tonopen XL) in normotensive dogs: Veterinary Ophthalmology 9,1, 2006: 17 – 21.
139. LEYDECKER W. Glaukom – ein Handbuch In: Axenfeld T, Pau H (Hrsg): Lehrbuch und Atlas der Augenheilkunde. Stuttgart, New York; Fischer 1980: 440 – 462.
140. LEYDHECKER W. Die Glaukome in der Praxis 5. Auflage; Springer Verlag, Berlin 1991
141. LOVEKIN LG. Primary glaucoma in dogs. J. Am. Vet. Med. Ass. 145, 1964: 1081 – 91
142. LUCE DA. Determining in vivo biomechanical properties of the cornea with an ocular response analyzer. J. Cataract Refract. Surg. 31(1), 2005: 156 – 162.
143. LYNCH G L, HOFFMANN A, BLOCKER T. central corneal thickness in koi fish: effects of age, sex, body lenght and corneal diameter. Veterinary Ophthalmology 10, 4, 2007: 211 – 215.
144. MACKAY RS, MARG E. Fast, automatic, electronic tonometers based on an exact theory. Acta Ophthalmol. Scand. Suppl. 37,1959: 495 – 507.
145. MACLAREN NE, KROHNE SG, PORTER REJr, RINGLE MJ, LINDLEY DM. Corynebacterium endophthalmitis, glaucoma, and scleral ossicle osteomyelitis in a great horned owl (Bubo virginianus). J. Zoo Wildlife Med. 26(3) 1995: 453 – 459.
146. MACRI FJ. Interdependence of venous and eye pressure. Arch. Opht. 65, 1961: 442 – 449.

## LITERATURVERZEICHNIS

147. MAGRANE WG. Tonometry in ophthalmology. Vet. Clin. North. Am. Small Anim. Pract. 32,1951: 413 – 414.
148. MAKLAKOFF C. L' ophthalmotonométrie. L' ophthalmotonométrie 5;1885: 159 – 165.
149. MARTIN CL. Augenkrankheiten bei Hund und Katze (Pferd, Wiederkäuer). Hannover: M & H Schaper 1995,
150. MARTINEZ-DE-LA-CASA, J. M., GARCIA-FEIJOO J, CASTILLO A, GARCIA SANCHEZ J, Reproducibility and clinical evaluation of rebound tonometry, Invest Ophthalmol Vis Sci 46 (12), 2005, 4578-80
151. MAURICE DM. A recording tonometer. Br. J. Ophthalmol. 42(6), 1958, 321 – 335.
152. MARTIN GR. Eye. In: King AS, McLelland J (eds): Form and function in birds, Vol. 3; 3rd ed. London, Orlando, San Diego, New York, Toronto, Montreal, Sydney, Tokyo: Academic press 1985; 311 – 373.
153. MASLAK DM, DEKATER AW, SMYTH JRJr. The role of ocular melanization in light-induced buphthalmos in chicken. Poultry Sci. 65 (Suppl.1),1986: 88.
154. MCCAGHREY FE, MCCAGHREY GE. A practice based study of factors influencing intra-ocular pressure. Ophthalmic. Physiol. Opt. 11(3),1991: 195 – 200.
155. McCAGHREY GE. A practical based study of factors influencing intraocular pressure. Opht. Phys. Opt. 11, 1991: 195 – 200.
156. MICHAU TM. Equine Ocular Examination: Basic and Advanced Diagnostic Techniques In: Gilger B. C. (Hrsg.): Equine Ophthalmology. Elsevier Saunders, St. Louis, Missouri 2005:

## LITERATURVERZEICHNIS

157. MILHAKOVICS V. Untersuchungen über den Kamm des Vogelauges. Arch. Mikroskop. Anat. 9, 1873: 591 – 597.
158. MITTERER I. Impressionstonometrie nach Schiötz beim Hund: Der Einfluß von Miotika und Mydriatika auf den intraocularen Druck unter Berücksichtigung von Rigidität und Hornhautdurchmesser. Tierärztliche Hochschule Wien, 1986 VetDiss
159. MORRIS, C. A., CROWSTON, J. G., LINDSEY, J. D., DANIAS, J., WEINREB, R. N., Comparison of invasive and non-invasive tonometry in the mouse. Exp Eye Res 82 (6), 2006, 1094-1099
160. MONTIANI-FERREIRA F., CARDOSO F., PETERSEN-JONES S., Postnatal development of central corneal thickness in chicks of Gallus gallus domesticus. Vet Ophthalmol 7 (1), 2004, 37-39
161. MUELLER HK. Zur Messung des intraokularen Druckes. Ber. Dtsch. Ophthal. Ges. 48, 1930:147 – 151.
162. MUELLER H. Untersuchungen über die Abhängigkeit des Rigiditätskoeffizienten vom intraokularen Druck am enukleierten menschlichen Auge. Acta Ophthal. Kbh. 38, 1960: 91 – 99.
163. MURPHY CJ. Raptor ophthalmology. Compend. Contin. Educ. Pract. Vet 9(3), 1987: 241 – 263.
164. NAKAMURA, M., DARHAD U, TATSUMI Y, FUJIOKA M, KUSUHARA A., MAEDA M, NEGI A., Agreement of rebound tonometer in measuring intraocular pressure with three types of applanation tonometers Am J Ophthalmol 142 (2), 2006, 332-4
165. NARUSE S, MORI K, KINOSHITA S. Evaluation of the pressure phosphene tonometer as a self-tonometer. Ophthalmic. Physiol. Opt. 25, 2005: 421 – 428.

## LITERATURVERZEICHNIS

166. NESTEROV AP, PILETSKII GK, PILETSKII NG. Transpalpebral tonometer for measuring intraocular pressure. *J. Vet. Oftalmol* 119, 2003: 3 – 5.
167. NEUMANN W, MITTLERER T, WALDE I. TONOPEN – Ein neuer Tonometer für die Veterinärophthalmologie. *Prakt. Tierarzt* 70, 1989: 5 – 11.
168. NICATI L. L'hydrostatique oculaire. *Arch. Ophthal. Paris* 20, 1900: 65 – 103.
169. NICKLA DL, WILDSOET CF, TROIL O. The circadian rhythm in intraocular pressure and in relation to diurnal ocular growth changes in chicks. *Experimental eye research* 66, 1998: 183 – 193.
170. OBBING J. Onderzoek naar het verband tusschen inwendigen oogdruk en balistische reacties. Thesis, Utrecht, The Netherlands 1931.
171. OISHI T, LAUBER JK. Light, experimental avian myopia and the role of the suprarenals. *J. Ocul. Pharmacol.* 2(2), 1986: 139 – 146.
172. OISHI T, LAUBER LK. Photoreceptin in the photosexual response of the Japanese quail: I. Site of the photoreceptor. *Am. J. Physiol.* 225, 1973, 155 – 158.
173. PALLIKARIS, I. G., KYMIONIS, G. D., GINIS, H. S., KOUNIS, G. A., TSILIMBARIS, M.K., Ocular rigidity in living human eyes. *Invest Ophthalmol Vis Sci* 46 (2), 2005, 409-414
174. PARDUE MT, SIVAK JG. The functional anatomy of the ciliary muscle in four avian species. *Brain. Behav. Evol.* 49(6), 1997: 295 – 311.
175. PATTISON M, SWEASEY D, PATTERSON DS. Photodynamic lipid peroxidation in the eye during the experimental induction of turkey blindness syndrome. *Exp. Eye Res.* 16(3), 1973: 191-193.

## LITERATURVERZEICHNIS

176. PEASE, M. E., HAMMOND, J. C., QUIGLEY, H. A., Manometric calibration and comparison of TonoLab and TonoPen tonometers in rats with experimental glaucoma and in normal mice. *J Glaucoma* 15 (6), 2006, 512-519
177. PERKINS ES. Handheld applanation tonometer. *Br. J. Ophthalmol.* 49(11),1965: 591 – 593.
178. PETIT FP. Description Anatomique de l'oeil du coq d'Inde. *Méd. Acad. Sci.* 1735; 123 – 152.
179. PETTIGREW JD, WALLMANN J, WILDSOET CF. Saccadic oscillations facilitate ocular perfusion from the avian pecten. *Nature* 343, 1990: 362 – 363.
180. PFEGHAAR S, SCHÄFFER EH. Die linseninduzierte Uveitis (Endophthalmitis phakoanaphylactica) beim Haustier. *Tierärztl. Prax.* 20(1), 1992: 7 – 18.
181. POWER J, JORDAN FTW. Unilateral enlargement of the eye in chicks infected with the strain of *Mycoplasma gallisepticum*. *Vet. Rec.* 99(6), 1976:102 – 103.
182. PRASHAR A, GUGGENHEIM JA, ERICHSEN JT, HOCKING PM. Measurement of intraocular pressure (IOP) in chickens using a rebound tonometer: Quantitative evaluation of variance due to position inaccuracies. *Experimental Eye Research* 85, 2007: 563-571.
183. RAYMENT LJ, WILLIAMS D. Glaucoma in captive-bred great horned owl (*Bubo virginianus virginianus*). *Vet. Rec.* 140(18),1997: 481 – 483.
184. REGNIER A. Antimicrobials, anti-inflammatory agents and antiglaucoma drugs; *Veterinary Ophthalmology* 3rd. ed. Lippincott Williams and Wilkins, Philadelphia, 1999: 326 – 328.



## LITERATURVERZEICHNIS

185. RENWICK PW. Glaucoma. Manual of small animal ophthalmology, BSAVA 1993: 193 – 212.
186. REUTER A., Evaluation des Rebound-Tonometers TonoVet® für die Bestimmung des Augeninnendrucks bei Greifvögeln und Eulen, Berlin, Freie Universität Berlin, 2009, VetDiss
187. RICH GA. Carcinoma in seven week old female Eclectus. Proc Assoc Avian Vet, Seattle, Washington/USA 1989: 122 – 124.
188. RILEY PA, SLATTER TF. Pathogenesis of retrolental fibroplasia. Lancet, 2(7614),1969: 265.
189. ROCHON-DUVIGNEAUD A. La vision des oiseaux Alauda 1,1929: 336 – 345.
190. ROWLAND LM, POTTER DE, REITER RJ. Circadian rhythm in intraocular pressure: a rabbit model. Curr. Eye Res. 1(3), 1981: 169 – 173.
191. RUMBERGER, E., Physiologische und messtechnische Prinzipien der Augendruckmessung.In: Tonometrie, 1. Aufl., DRAEGER, J., RUMBERGER, E. (Hrsg.), Neubrandenburg, Rethra Verlag, 2008, S. 3-48
192. RUOKONEN, P., Tonometer neuerer Bauart. In: Tonometrie, 1. Aufl., DRAEGER, J., RUMBERGER, E. (Hrsg.), Neubrandenburg, Rethra Verlag, 2008, S. 73-108
193. SALEH TA, ADAMS M, MCDERMOTT B, CLARIDGE KG, EWINGS P. Effects of central corneal thickness and corneal curvature on the intraocular pressure measurement by Goldmann applanation tonometer and ocular blood flow pneumatonometer. Clin. Experiment Ophthalmol. 34(6), 2006: 516 – 520.

## LITERATURVERZEICHNIS

194. SAMUELSON DA. Ophthalmic embryology and anatomy. In: Gelatt KN. Veterinary ophthalmologie. 4th ed. Philadelphia, London: Lea & Febiger 2007: 3 – 123.
195. SAMUELSON DA, GUM GG, GELATT KN. Ultrastructural changes in the aqueous outflow apparatus of beagles with inherited Glaucoma. Invest.Ophthalmol. Vis. Sci. 30(3),1989: 550 – 561.
196. SCHAEFFEL F, HOWLAND HC. Corneal accomodation in chick and pigeons J. Comp. Physiol. A. 160(3), 1987: 375 – 384.
197. SCHIOTZ H. Ein neues Tonometer. Arch. f. Augenh. LII, 1905: part IV.
198. SCHMIDT T., Tonometrie und Differentialtonometrie, Tension- und Rigiditätskoeffizient. DocOpht. 52, 1965: 123 – 251.
199. SCHREIBER W, VORWERK CK, LANGENBUCHER A, BEHRENS-BAUMANN W, VIESTENZ A. Evaluierung der Reboundtonometrie (ICare) im Vergleich zum TonopenXL und dem Goldmann-Appplanationstonometer; Ophthalmologie 104, 2007: 299 – 304
200. SEAMAN AR, HIMMELFARB TM. Correlated ultrafine structural changes of avian pecten oculi and ciliary body of Galus domesticus: Preliminary observations on the physiology 1. Effects of decreased intraocular pressure induced by intravenous injection of acetazolamide (Diamox). Am. J. Ophthalmol. 56(2), 1963: 278 –296.
201. SEARS ML. Intraocular pressure in unanesthetized hen. AMA. Arch. Opht. 63, 1960: 212 – 216.
202. SEIFERLE E. Sehorgan. In: Nickel R, Schummer A, Seiferle E. (Hrsg): Lehrbuch der Anatomie der Haussäugetiere. Band IV. Berlin, Hamburg: Parey 2004,

## LITERATURVERZEICHNIS

203. SHAPIRO A. The physiological changes that may affect hydration on Goldmann applanation tonometry and corneal topography. Ref. Corn. Surg. 62(12), 1983: 2486 – 88.
204. SHIVAPRASAD HL. Poultry ophthalmology. In: Gelatt KN (ed): Veterinary ophthalmology. 4th ed. Philadelphia, London: Lea & Febiger 2008; 1177 – 207.
205. SIOPEs TD, TIMMONS M, BAUGHMAN G, PARKHURST C. The effect of light intensity on turkey poult eye morphology. Poultry Sci. 62(12), 1983: 2486 – 88.
206. SIVAK JG, HILDEBRAND TE, LEBERT CG, MYSHAK LM, RYALL LA. Ocular accommodation in chickens: corneal versus lenticular accommodation and effect of age. Vision Res. 26(11), 1986: 1865 – 72.
207. SIVAK JG. The role of flat cornea in the amphibious behaviour of the Blackfoot penguin (*Spheniscus demersus*). Can. J. Zool. 54, 1976: 1341 – 45.
208. SLATTER D. Glaukoma. In: Fundamentals of veterinary ophthalmology, 4th ed. Philadelphia, London, Toronto, Montreal, Sydney, Tokyo; Saunders 2007:
209. SLATTER D. Fundamentals of veterinary ophthalmology 2. Auflage, W. B. Saunders Company, Philadelphia 1990:
210. SLONAKER JR. A physiological studie of anatomy of the eye and its accessory parts of the English sparrow (*Passer domenicus*). J. Morphol. 31, 1918: 350 – 459.
211. SMITH P. A new tonometer. Ophth. Rev. 6, 1887: 33 – 42.

## LITERATURVERZEICHNIS

212. SMITH PJ, SAMUELSON DA, BROOKS DE, WHITLEY RD. Unconventional aqueous humor outflow of microspheres perfused into the Equine eye. Am. J. Vet. Res. 47(11), 1986: 2445 – 53.
213. SMITH ME, BECKER B, PODOS S. Light-induced angle-closure glaucoma in a domestic fowl. Invest. Ophthalmol. 8(2), 1969: 213 – 221.
214. SMITH RB, AASS AA, NEMOTO M. Intraocular and intracranial pressure during respiratory alkalosis and acidosis. Br. J. Anaesth. 53, 1981: 465 – 475.
215. STADTBÄUMER K, FROMMLET N, NELL T. Effects of mydriatics in intraocular pressure und pupil size in the normal feline eye Veterinary Ophthalmology 9, 2006: 233 – 237.
216. STEIFF H. Die Messung des intraokularen Druckes beim Pferd mit Hilfe des Tono-Pen XL Ludwig-Maximilians-Universität 1996; VetDiss
217. STILES J., BUYUKMIHCI N. C., FARVER T. B., Tonometry of normal eyes in raptors. Am J Vet Res 55 (4), 1994, 477-479
218. SUN L., SHEN M., WANG J., FANG A., XU A., FANG H., LU F. Recovery of corneal hysteresis after reduction of intraocular pressure in chronic primary angle-closure glaucoma. Am J Ophthalmol 147 (6), 2009, 1061-1066,
219. TAKATSUJI K, ITO H, WATANABE M, IKUSHIMA M, NAKMURA A. Histopathological change of the retina and optic nerve in the albino mutant quail (*Coturnixcoturnix japonica*). J. Comp. Pathol. 94(3),1984: 387 – 404.
220. TAKATSUJI K, SATO Y, IIZUKA S, NAKATANI H, NAKAMURA A. Animal model of closed angle glaucoma in albino mutant quails. Invest. Ophthalmol. Vis. Sci. 27(3), 1986: 396 – 400.

## LITERATURVERZEICHNIS

221. TIOLAT, Betriebsanleitung des TonoVet und TonoLab Helsinki, Finnland (2006)
222. TRIPATHI RC. Comparative physiology and anatomy of aqueous outflow pathway. In: Davson H, Graham LT Jr (eds): The eye. New York, London: Academic press 1974: 163 – 356.
223. TREVIRANUS GR. Beiträge zur Anatomie und Physiologie der Sinnesorgane. Bremen 1828
224. TREW CT, MANUS NJ, JACKSON DM, OBST D. Intraocular pressure and premedication with oral diazepam. Anaesthesia 37, 1982: 339.
225. ÜBERREITER O. Glaukom beim Hund. Arch. Tierheilkunde 52(3), 1939: 503 – 512.
226. VAINSI SJ. Tonometry and gonioscopy in the dog. J. Small Anim. Pract. 11, 1970: 231 – 240.
227. VAN DER JAGT LH; JANSONIUS NM. Three portable tonometers, the TGDc-01, the ICARE and the Tonopen XL, compared with each other and with Goldmann applanation tonometry; Ophthalmologie. Physiology. Opt. 25, 2005: 429 – 435.
228. VON HUSEN A. Zur Kenntnis des Pecten im Vogelauge. Zool J. Anat. 1913; 36
229. WAGNER, A. Zur Morphologie des Angulus iridocornealis beim Pferd. Ludwig-Maximilians-Universität 1996; VetDiss
230. WAGNER R. Beiträge zur Anatomie der Vögel. Abh. Bayr. Akad. Wiss., math – phys Cl. 2, 1837: 270

## LITERATURVERZEICHNIS

231. WALDE I. Glaukom bei Hunden. 1.-5. Mitteilung. Kleintierpraxis 1982 bis 1983; 27: 343 – 54; 28: 23 – 37.
232. WALDE I. Klassifikation des Glakoms beim Hund. Tierärztl. Prax. 12, 1984: 65 – 78.
233. WALDE I. Kammerwinkelbefunde bei Siberian Huskies im Hinblick auf Glaukomprädisposition. Kleintierprax. 38, 1993: 353 – 362.
234. WALLS GL. The vertebrate eye and his adaptive radiation. Bloomfield Hills, Michigan: Cranbook Instituteof Science 1942:
235. WANG WH, MILLER CJ, PANG IH, WAX MB, CLARK AF, ABBOT F. Noninvasive Measurement of Rodent Intraocular Pressure with a Rebound Tonometer. Invest. Ophthalmol. Vis. Sci. 46, 2005: 4617 – 21.
236. WEBER A. Einige Worte ueber Tonometrie. Neues Tonometer. Graefes Arch.Ophthalmol. 23(1), 1867: 1 – 91.
237. WEIDNER C, REPERANT J, MICELI D, RIO JP, DESROCHES AM, KIRPITCHIKOVA E. Visual system degeneration in the glaucomatous albino quail. J. Hirnforsch 29(3), 1988: 299 – 314.
238. WENDT W. Ein neues Tonometer. Klein. Monatsbl. Augenheilkd. 74, 1925: 604 – 612.
239. WESSELEY K. Experimentelle Untersuchungen über den Augendruck sowie über qualitative und quantitative Beeinflussung des intraocularen Flüssigkeitswechsels. Arch. Augenheilk. 60, 1908: 97.
240. WESSELEY K. Weitere Beiträge zur Lehre vom Augendruck. Arch. Augenheilk. 78, 1915: 247.

## LITERATURVERZEICHNIS

241. WHITLEY RD, ALBERT RA, MCDANIEL GR, BREWER RN, MORA EC, HENDERSON RA. Photoinduced buphthalmic avian eyes. Continuous fluorescent light. Poultry Sci. 63(8), 1985: 1537 – 42.
242. WILCOCK BP, BROOKS DE, LATIMER CA. Glaucoma in horses. Vet. Pathol. 28(1), 1991: 74 – 78.
243. WILENSKY JT, GIESER DK, DIETSCHKE MY, MORI MT, ZEIMER R. Individual variability in the diurnal intraocular pressure curve. Ophthalmology 100(6), 1993: 940 – 944.
244. WILLIAMS D. Ophthalmology. In: Ritchie BW, Harrison GJ, Harrison LR (eds): Avian medicine: Principles and application. Lake Worth, Florida: Wingers Publishing, Inc. 1994; 673 – 694:
245. WILKINSON JL, HODOS W. Intraocular pressure and eye enlargement in chicks. Curr. Eye Res. 10(2), 1991: 163 – 168.
246. WILKIE DA, LATIMER CA. Effects of topical administration of timolol maleate on intraocular pressure and pupil size in cats. Am. J. Vet. Res. 52, 1991: 436 – 440.
247. WINGSTRAND KG, MUNK O. The pecten oculi of the pigeon with particular regards to its function. Biol. Skr. Da.Vid.Selsk. 14(3), 1965: 1 – 89.
248. WOLTERS HE. Die Vogelarten der Erde - eine systemische Liste mit Verbreitungsangaben sowie deutschen und englischen Namen. Hamburg, Berlin: Parey 1975 – 82.
249. WOOD CA. The fundus oculi of birds especially as viewed by the ophthalmoscope. Chicago: Lakeside Press 1917
250. WYCHGRAM E. Über den Fontanaschen Raum im Vogelauge Arch. Vgl. Ophthalmol. 4, 1914: 282 – 299.

### Danksagung

Mein erster Dank gilt Herrn Prof. Korbel für das Überlassen des interessanten Themas und die gewährte Unterstützung bei der Durchführung und der Fertigstellung dieser Arbeit.

Bedanken möchte ich mich unter anderem auch bei Frau Frommberg und Frau Gleixner der Firma AcriTech für die Bereitstellung des TonoVet® und des TonoLab®.

Ein großer Dank geht an Willi Holzer, dem Leiter der AGES und an Knut Neubeck, die es mir ermöglichten, die nötigen Greifvögel für diese Studie zu untersuchen.

Bedanken möchte ich mich ebenfalls bei Herrn Prof. Küchenhoff und seinen Mitarbeitern des Instituts für Statistik der LMU München für Ihre Hilfe bei der statistischen Auswertung dieser Dissertation.

Bei allen Mitarbeitern der Klinik für Vögel, Reptilien, Amphibien und Zierfische, besonders bei Frau Sonja Bergs, ohne die das Literaturverzeichnis bis heute nicht fertig wäre, möchte ich mich für ihre Unterstützung, Hilfe und die schöne Zusammenarbeit bedanken.

Ein großer Dank geht an die Familie Spirk und insbesondere an Frau Dorothea Spirk, die mich bei der Fertigstellung der Dissertation tatkräftig und liebevoll unterstützt hat.

Mein größter Dank geht allerdings an meine Mutter für meine wundervollen Brüder.